Über die

Metakutisierung der Wurzelspitze

und

über die verkorkten Scheiden in den Achsen der Monokotyledonen.

Inaugural-Dissertation

zur

Erlangung der Doktorwürde

der

Hohen Philosophischen Fakultät der Universität Marburg

ACAD. LAND. BAT. BIBL.

vorgelegt von

Heinrich Müller

aus Cassel.

Marburg 1906.

Von der Fakultät als Dissertation angenommen am 7. Dezember 1905.

Referent: Herr Prof. **Arthur Meyer.**

Mit 2 Tafeln erschienen in der „Botanischen Zeitung“ Jahrgang 1906 Heft IV.

Inhaltsverzeichnis.

Seite

Kap. I. Die verkorkten Scheiden von *Convallaria majalis* 2
Kap. II. Die Metakutisierung der Wurzelspitze 10
Kap. III. Die verkorkten Gewebe der Monokotyledonenachsen 12
1. Die Epidermis 13
2. Die Interkutis 13
3. Das Periderm 14
4. Die Zylinderendodermis 15
5. Die Leitbündelinterkuten 20
6. Achsentypen 21
Kap. IV. Die Stärkescheide und die oberirdische Achse 22
Kap. V. Biologisches 26
Literaturverzeichnis 27
Erklärung der Figuren 31
Verzeichnis der Pflanzennamen 31

Über die Metakutisierung der Wurzelspitze und über die verkorkten Scheiden in den Achsen der Monokotyledonen.

Mit zwei Tafeln.

Von

Heinrich Müller

aus Cassel.

Arbeit aus dem Botanischen Institute der Universität Marburg; Direktion Professor Dr. Arthur Meyer.

Als Vorstudien zu physiologischen Arbeiten über die Wurzel und zur Erweiterung unserer anatomischen Kenntnisse über die Wurzelhaut, Hypodermis und Endodermis der Wurzel hat Herr Professor Arthur Meyer bisher unter seiner Leitung zwei Arbeiten im Botanischen Institut der Universität Marburg anfertigen lassen, die von Kurt Kroemer: „Wurzelhaut, Hypodermis und Endodermis der Angiospermenwurzel" [Dissertation Marburg 1903, mit sechs Tafeln erschienen als Heft 59 der Bibliotheca botanica, Stuttgart 1903] und die von Georg Rumpf: „Rhizodermis, Hypodermis und Endodermis der Farnwurzel" [Dissertation Marburg 1904, mit vier Tafeln erschienen als Heft 62 der Bibliotheca botanica, Stuttgart 1904]. Die erste der in Betracht kommenden Abhandlungen beschäftigt sich mit den Wurzeln der Angiospermen, die zweite mit den Wurzeln der lepto- und eusporangiaten Farne mit Ausschluß der Marsiliaceen und Salviniaceen. Es hat sich im Laufe der Untersuchung als notwendig erwiesen zur Klärung der Bedeutung der Endodermis, überhaupt der verkorkenden Zellschichten, auch das Verhalten dieser Zellschichten in den Achsen genauer zu erforschen. Die weitere Bearbeitung aller Pteridophyten ist im Gange, und mir wurde die Aufgabe, unter der Leitung des Herrn Professor Meyer die Achsen der Monokotyledonen und auch die Anschlußweise der Wurzelhypodermen und Endodermen an die gleichwertigen Schichten der Achse zu untersuchen. Im Laufe meiner Untersuchung stellte sich heraus, daß auch die Wurzelspitzen der Monokotyledonen interessante Verhältnisse zeigten, deren Erforschung deshalb mit in den Plan der Arbeit aufgenommen wurde.

Ich werde zunächst an einem speziellen Beispiel, an *Convallaria majalis*, im Zusammenhang zeigen, unter welchen Gesichtspunkten wir an unser Thema herantreten, und werde diese Gesichtspunkte dann auf das ganze Gebiet der Monokotyledonen ausdehnen. Die hier von *Convallaria majalis* gegebene Darstellung soll also zugleich dazu dienen, die Übersicht über die später folgenden allgemeinen Kapitel zu erleichtern und deren Zusammenhang zu vermitteln.

Erstes Kapitel.

Die verkorkten Scheiden von Convallaria majalis.

1. Äußere Morphologie. Ich bespreche von der äußeren Morphologie des Sproßsystems von *Convallaria majalis*, die zur allgemeinen Orientierung für uns nötig ist, nur das, was mich speziell angeht [Näheres bei Th. Irmisch 1856].

An dem reichverzweigten Achsensystem von *Convallaria majalis* kann man zweierlei Arten von Rhizomteilen unterscheiden: 1. die kriechenden Ausläufer. Sie gehen aus Knospen hervor, die an der absoluten Hauptachse oder an Ausläufern entstehen. Die ersten drei bis fünf Internodien der Jahresproduktion eines Ausläufers sind kurz; die drei bis sieben letzten strecken sich mehr oder weniger, manche bis zur Länge von 5 cm. Ein Ausläufer ist an seinen sechs bis zwölf Internodien nur mit Niederblättern besetzt. Er kriecht in der Regel nur ein Jahr horizontal unter der Erde und richtet sich im zweiten Jahre auf. Zweige erzeugt er meist nur in den Achseln der höchsten Blätter; 2. die senkrechten Rhizomteile, die die oberirdischen Regionen der Pflanze erzeugen. Hierzu gehört zunächst die absolute Hauptachse, zweitens die Zweige, die sich aufgerichtet haben. Beide verhalten sich ganz gleich; sie erzeugen Jahr für Jahr an kurz bleibenden Internodien zwei bis sechs Niederblätter und darüber ein bis drei Laubblätter. Sie bleiben dabei an ihrem Platz und senken sich nur jedes Jahr, entsprechend der aufgesetzten Jahresproduktion, tiefer in den Boden. Nachdem ein solcher senkrechter Rhizomteil mehrere Jahre vegetative oberirdische Organe erzeugt hat, wird er blühreif. Die fertile Jahresproduktion hat zwei bis sechs Niederblätter, die wie die obenerwähnten Niederblätter unten geschlossen sind, dann ein nur halb umfassendes schmales Niederblatt, in dessen Achsel der Blütenschaft entspringt. Oberhalb desselben stehen ein bis drei Laubblätter, die die für das nächste Jahr bestimmte Knospe einschließen. Nach Irmisch und früheren Autoren ist der Blütenschaft lateral, die Endknospe terminal. Alexander Braun (1851, S. 37) und Scholz (1887—88) dagegen halten das Rhizom vom *Convallaria majalis* für ein Sympodium, also den Blütenschaft für terminal und die Knospe für lateral. Ein blühreifes senkrechtes Achsenstück pausiert in der Regel zwei bis drei Jahre, ehe es wieder Blüten hervorbringt.

Neue Wurzeln brechen jedes Jahr teilweise kurz vor, besonders aber während und nach der Blütezeit unter den Insertionsstellen der Blätter sowohl an kriechenden wie an senkrechten Rhizomteilen hervor. Bei den ersteren sitzen sie vorzugsweise an den oberen Internodien jeder Jahresproduktion; an den senkrechten Rhizomteilen entstehen gleichzeitig an unbestimmten Internodien vereinzelte Wurzeln. Die Wurzelzweige erster Ordnung verzweigen sich nicht mehr. Die Wurzeln funktionieren als Aufnahmeorgane, wie wir sehen werden, anscheinend nur ein Jahr, bleiben aber noch ein bis zwei Jahr erhalten und treiben im ersten Jahre noch als Aufnahmeorgane dienende neue Zweige erster Ordnung. Die Wurzeln sind anfangs zart und durchscheinend; gegen Herbst werden sie undurchsichtig; ihre Spitzen werden häufig dunkler. Letztere wachsen im nächsten Jahr nicht weiter, während dieses z. B. die Wurzelspitzen von *Polygonatum* häufig tun.

2. Die Wurzel. Ich schildere zuerst kurz den Bau der Wurzel, besonders der uns interessierenden Zellschichten derselben, da wir deren Beschaffenheit für die weitere Darstellung kennen müssen. Ich habe die Untersuchung an der Hand der allgemeinen Angaben Kroemers für *Convallaria majalis* speziell völlig durchgeführt, um den exakten Vergleich dieser Zellschichten mit den von mir neugefundenen verkorkten Geweben der Wurzelspitze

und der Anschlußschichten zwischen Wurzel und Achse zu ermöglichen und zugleich den Zusammenhang aller physiologischen Scheiden der Wurzel darstellen zu können. Die Wurzelzweige von *Convallaria majalis* gehören ihrem Baue nach zum Typus 8 (S. 126) von Kroemer, d. h. sie besitzen Epiblem, Kurzzelleninterkutis und eine Endodermis, die nur die Primär- und Intermediärzone zur Ausbildung bringt. Die aus dem Rhizom entspringenden Wurzeln selbst unterscheiden sich von diesem Typus ein wenig dadurch, daß sie da, wo sie aus dem Rhizom treten, die Endodermis völlig schließen — ein Fall, den Kroemer noch nicht beobachtet hat.

a) Epiblem. Die Epiblemzellen der Wurzel von *Convallaria majalis* haben anfangs die Form dünner, polygonaler Platten, die in der Richtung der Wurzelachse übereinandergeschichtet sind. Wenn sie die Wurzelhaube nicht mehr bedeckt, werden sie würfelförmig mit halbkugelig vorgewölbter Außenwand. Diese Form behalten sie, bis sie kollabieren und absterben. Die Wände, die sehr dünn sind, geben in jungen Stadien Zellulosereaktion, imprägnieren sich aber bald, etwa beim Auftreten der Interkutis, mit Schutzstoffen unbekannter Natur (Kroemer S. 14). Reaktionen der Epiblemzellenwände: in Schwefelsäure unlöslich, in Chromsäure schwer löslich, in Sudanglyzerin schwache Rötung, in Chlorzinkjod Gelb- bis Braunfärbung, in Phlorogluzinsalzsäure keine Färbung. Wurzelhaare kamen an den von mir untersuchten Pflanzen nicht vor.

b) Interkutis. Die Wurzel von *Convallaria majalis* besitzt eine normale einschichtige Kurzzelleninterkutis (Kroemer S. 73, Nikolai 1865 S. 33, van Wisselingh 1886 S. 5). Letztere hat, wie ich genauer untersucht habe, mit dem Epiblem gemeinsame Initialzellen und trennt sich von diesen etwa vier Zellen hinter der Scheitelzelle. Bei im August gesammelten Wurzeln fand van Wisselingh (1886 S. 14) die jüngsten verkorkten Langzellen in einem Spitzenabstand von 10 mm, bemerkt aber, daß der Abstand sehr abhängig von der Jahreszeit sei. Ich bemerke schon hier, daß ich bei geschlossenen Wurzelspitzen (Kap. II) die Verkorkung der Interkutis bei etwa $^3/_4$—$1^1/_2$ mm Spitzenabstand beginnen sah. In der Wand der Langzellen kann man zunächst die mit der Zeit verholzende Primärmembran unterscheiden. Man erkennt sie beim Färben mit Phlorogluzin als roten Strich mitten in der Zellmembran. Man kann sie ferner sichtbar machen durch mehrtägige Mazeration in Eau de Javelle oder durch Kochen in Kalilauge. Bei dieser Mazeration wird der Holzstoff aus der Primärmembran herausgelöst. Der sehr dünnen, nur bei Anwendung von Reagenzien sichtbaren Primärmembran ist die Suberinlamelle aufgelagert. Sie ist gelblich und stark lichtbrechend. Man kann sie von der Primärmembran durch intensive Behandlung mit Alkalien trennen, wobei sich die Suberinlamelle faltig abhebt. Reaktionen der Suberinlamelle: 1. in Schwefelsäure unlöslich und stark lichtbrechend, 2. in Chromsäure fast unlöslich und stark lichtbrechend, 3. in Sudanglyzerin starke Rötung, besonders beim Erhitzen, 4. in Chlorzinkjod Braunfärbung, 5. in Kalilauge Bildung wasserunlöslicher Seifen; 6. nach kurzer Behandlung mit Eau de Javelle treten die gleichen Reaktionen ein; 7. beim Erhitzen in Glyzerin oder Sudanglyzerin treten beträchtliche Mengen schmelzbarer Korkstoffe aus der Lamelle aus. Innerhalb der Suberinlamelle kann man stellenweise einen dünnen Zellulosebelag feststellen; weitere Verdickungsschichten fehlen. Eine „Zwischenlamelle“ im Sinne van Wisselinghs (siehe Kroemer 1903 S. 49) habe ich nicht gesehen. Die Kurzzellen der Interkutis verdicken schon relativ früh ihre an das Epiblem angrenzenden Wände bis auf das Doppelte und Dreifache. Diese „Kappen“ (van Wisselingh 1886 S. 12; Kroemer 1903 S. 54) werden von Schwefelsäure schwer gelöst, von Chlorzinkjod gelb gefärbt, von Sudan nicht verändert, von Phlorogluzin schwach gerötet. Nach dreistündiger Mazeration in Eau de Javelle geben sie Zellulosereaktion. Sie sind diesen Reaktionen zufolge als schwach ver-

holzt zu bezeichnen. Die meisten Kurzzellen verkorken relativ früh; hierbei werden die Kappen nicht weiter verdickt.

c) Endodermis. Die Wurzel besitzt eine normale Endodermis, die alle Entwicklungsstadien bis zum Tertiärzustand durchmachen kann (Kroemer S. 87). Die Länge der Meristemzone variiert etwas für verschiedene Wurzeln. Die Primärzone beginnt im Mittel 1 mm hinter der Spitze. (Kroemer gibt [S. 94] für die von ihm untersuchten Spitzen als Mindestabstand 0,5 cm an; *Convallaria majalis* erwähnt er dabei nicht.) Ich fand die ersten Kasparyschen Streifen bei wachsenden, noch durchscheinenden Sommerwurzeln 1,2—1,5 mm hinter der Spitze, bei bräunlichen Wurzeln, die ihre Tätigkeit eingestellt hatten, schon in einem Abstand von 0,8—1,3 mm. Die Casparyschen Streifen entstehen, wie überall, rings um den Zentralzylinder herum ziemlich gleichzeitig, anfangs etwas nach innen zu auf der Radialwand verschoben, sich allmählich verbreiternd und zuletzt fast die ganze Radialwand einnehmend. Die erste Anlage des Streifens findet ungefähr gleichzeitig mit der Anlage der ersten Tracheen statt. Reaktionen des Casparyschen Streifens von *Convallaria majalis* (Kroemer S. 91, Rumpf 1904 S. 19): Er wird 1. von Chromsäure stärker gewellt und dann gelöst, 2. von Schwefelsäure stärker gewellt und nicht gelöst, 3. von Kalilauge etwas gewellt, 4. von Chlorzinkjod gelb gefärbt, 5. von Phlorogluzinsalzsäure intensiv rot gefärbt, 6. von Sudanglyzerin kaum gerötet; 7. Eau de Javelle verändert bei kurzer Einwirkung (fünf Minuten) die Eigenschaften des Casparyschen Streifens nicht sehr; nur bei der Phlorogluzinreaktion darf man vorher höchstens fünf Minuten in Eau de Javelle mazerieren, wenn die Färbung noch eintreten soll. Bei mehrtägiger Einwirkung von Eau de Javelle verschwindet die charakteristische Wellung, die starke Lichtbrechung, und der Streifen ergibt reine Zellulosereaktion. Die Intermediärzone der Endodermis beginnt bei 2 mm Spitzenabstand und erstreckt sich von da über die ganze Wurzel bis nahe an die Basis. Die Verkorkung der Endodermis erfolgt, wie bei vielen anderen Wurzeln (Kroemer 1903 S. 104), derart, daß vor den Siebteilen des Zentralzylinders keilförmige, nach der Basis zu breiter werdende Streifen verkorkter Endodermiszellen entstehen, während vor den Tracheenteilen eine, höchstens zwei Zellen breite Durchlaßstreifen von Primärendodermiszellen bleiben. Van Wisselingh sagt (1884 S. 15), daß die Endodermzellen dieser Streifen etwas länger seien als die vor den Tracheenteilen liegenden; nach meinen Erfahrungen sind solche Unterschiede kaum zu bemerken. Die Suberinlamellen der Sekundärzellen geben die (S. 3) für die Interkutiszellen angegebenen Reaktionen, lassen jedoch beim Erhitzen in Sudanglyzerin fast keine Korkstoffe austreten. Die Sekundärendodermiszellen beginnen sofort nach Bildung der Suberinlamelle Verdickungsschichten aufzulegen, die später verholzen, und zwar besonders auf der inneren Tangentialwand und den Radialwänden. Tüpfel sind, wie schon Schwendener (1882 S. 111) fand, in diesen Tertiärschichten nicht vorhanden. Die ursprüngliche Primärmembran der Sekundär- und Tertiärendodermiszellen ist verholzt. Der Casparysche Streifen als solcher ist in Tertiärendodermzellen nicht mehr zu erkennen; van Wisselingh (1884 S. 11) hat ihn noch nachgewiesen. Die Wurzeln, die aus dem Rhizom ihren Ursprung nehmen, haben, wie schon gesagt, solange sie in der Rinde des Mutterorgans verlaufen, und noch etwa 1 mm darüber hinaus, eine rings geschlossene Endodermis. Sie fallen daher unter den Endodermistypus IV Kroemers (S. 109), während die Wurzelzweige, die keine Tertiärzone besitzen, in den Typus III der Endodermen zu stellen sind.

d) Metakutisierung der Wurzelhaube. Diese eigentümliche Erscheinung wird in Kapitel II genauer behandelt werden und soll hier nur im Zusammenhang mit der Anatomie der Wurzel von *Convallaria majalis* kurz besprochen werden. Die Wurzeln von *Convallaria majalis* treiben, wie auf Seite 2 schon angegeben ist, etwa zur Blütezeit aus und

sind während des Sommers als Aufnahmeorgane tätig. Im Spätsommer und Herbst stellen sie diese Tätigkeit ein; sie wachsen nicht mehr und verändern die äußeren Partien der Wurzelspitze derart, daß wahrscheinlich der Durchtritt von gelösten Stoffen völlig, eventuell auch der von Wasser etwas gehindert wird. Diese Veränderung in den Zellwänden besteht in einer Verholzung der Membranen und einer gleichzeitigen Auflagerung von Korklamellen. Diesen Verkorkungsprozeß ausgebildeter Zellarten, dem wir noch öfter begegnen werden, will Herr Professor Meyer als Metakutisierung der betreffenden Zellart bezeichnen. Es werden nun an der Wurzelspitze metakutisiert: die äußere Zelllage der Wurzelhaube (*k*, Fig. 1 und 2), eine kurze Zone von Epiblemzellen (*e*) an der Stelle, wo die Wurzelhaube aufhört, und hieran anstoßend einige, wir wollen sagen: Embryonalinterkutiszellen (*i*). Wir sehen also hier drei Röhren verkorkter Zellen gebildet, die, des sicheren Abschlusses wegen, etwas übereinandergreifen. Die Bezeichnung der eingelagerten Lamellen als Korklamellen und der Zelluloselamellen als verholzt gründet sich auf folgende Reaktionen: Die Korklamellen geben die Seite 3 angegebenen Reaktionen mit Chromsäure, Schwefelsäure, Sudanglyzerin, Chlorzinkjod, Kalilauge und Eau de Javelle. Schmelzbare Korkstoffe sind wenig oder gar nicht in den Korklamellen enthalten. Die verholzten Zelluloselamellen ergeben die Seite 3 angegebenen Holzreaktionen mit Chromsäure, Schwefelsäure, Kalilauge, Phlorogluzinsalzsäure, Chlorzinkjod und Sudanglyzerin. Hieraus geht hervor, daß die Membranen der metakutisierten Zellen sich ähnlich verhalten wie die Membranen der Endodermzellen und der Interkutiszellen; nur finden sich etwas weniger schmelzbare Korkstoffe in den Korklamellen der metakutisierten Zellen. Plasma und Zellkerne waren in den metakutisierten Zellen, namentlich denen, die am weitesten nach innen lagen, meist zu sehen. Plasmolyse war nicht zu erhalten, wahrscheinlich weil die Suberinlamelle die Diffusion erschwert. Luft war niemals in den Zellen zu finden.

Über die örtliche und zeitliche Verbreitung des oben geschilderten Schlusses der Wurzelspitze wäre noch einiges zu sagen. Der Schluß durch Metakutisierung, der sich äußerlich mitunter als eine Bräunung der Wurzelspitze kenntlich macht, tritt bei allen unverletzten Wurzeln, Nebenwurzeln sowie Wurzelzweigen von *Convallaria majalis* Ende des Sommers ein. Das Alter der Wurzel ist dabei gleichgültig; eben aus einem Mutterorgan hervorgebrochene Würzelchen schließen ihre Spitze, wenn der Herbst beginnt. Schon an den Wurzeln von Keimpflanzen habe ich die Erscheinung beobachtet. Die einmal geschlossenen Wurzeln wachsen nicht weiter, wenigstens unter normalen Verhältnissen nicht. Die absorbierenden Wurzeln des nächsten Jahres entspringen teils aus dem Rhizom, teils sind es neu entstehende Wurzelzweige. Bei einer im April in Knoopsche Nährlösung gesetzten Pflanze gelang es mir jedoch, die ziemlich dünnen, geschlossenen Wurzeln zum Weiterwachsen zu bringen. An der Stelle, wo sie neu ausgetrieben hatten, waren die Reste des gesprengten vorjährigen Schlusses, die metakutisierten Interkutis- und Epiblemzellen, noch zu sehen; die metakutisierten Wurzelhaubenzellen waren bis auf wenige Reste abgestoßen.

3. Die verkorkten Zellen des Rhizoms. Das Rhizom von *Convallaria majalis* hat den normalen anatomischen Bau der Monokotyledonenrhizome (siehe Arthur Meyer: Erstes mikroskopisches Praktikum, S. 30). Die uns hier interessierenden Zellschichten sind die Epidermis, die Zylinderendodermis und das Periderm, das gelegentlich vorkommt. Über diese Schichten werden die Abschnitte II, 1, 3, 4 und 5 ausführlich und allgemein handeln. Der Anschluß der verkorkten Zellschichten der Wurzel an diese Zellschichten wird allein für *Convallaria majalis* geschildert werden. Eine Hypodermis finden wir bei *Convallaria* nicht; die Hypodermen der Monokotyledonenrhizome werden in Kapitel II, 2 besprochen werden.

a) Epidermis. Die Epidermis der Achse besteht aus Zellen, die im Querschnitt annähernd quadratisch sind, im ausgebildeten Zustand etwa 50—60 μ breit. Sie sind anfangs

ebenso lang als breit; nachher strecken sie sich auf 200—300 μ Länge. Ihre Tangentialwände sind dick und quellen stark bei längerer Mazeration in Eau de Javelle oder bei Kochen in Kalilauge. Die Radialwände sind sehr dünn. Die Außenseite der Epidermiszellen ist von einer 0,7—2 μ dicken, außen etwas rauhen und gekörnelten Kutikula bedeckt. Diese wird von Chromsäure und Schwefelsäure nicht gelöst, von Sudanglyzerin stark gerötet, von Chlorzinkjod braun gefärbt, von Kalilauge vollständig verseift. Eau de Javelle bewirkt bei langer Einwirkung eine Faltung und Abhebung. An den sonstigen Reaktionen der Kutikula ändert kurze Eau-de-Javelle-Behandlung nichts. Spaltöffnungen treten in ziemlicher Menge am Rhizom auf, wenn auch nicht so häufig als an oberirdischen Organen. Ihre Schließzellen sind dicht mit Stärke gefüllt. Guillaud gibt an (1878 S. 52), daß der Spalt beim Rhizom von *Convallaria majalis* im Gegensatz zu andern Rhizomen quergestellt sei; ich fand an den von mir untersuchten Pflanzen den Spalt immer in der Längsachse des Rhizoms verlaufend. Kurz erwähnen will ich noch Gebilde, die ich in einigen Fällen an Oberflächenschnitten fand (Fig. 12, 13). Sie bestehen aus einer quer durch die Zelle laufenden durchsichtigen, kaum färbbaren Ellipse, die von einem dunkleren, in Sudan und Chlorzinkjod stärker färbbaren Streifen durchzogen ist; dieser zeigt dunkle Querlinien und ähnelt äußerlich einer Siebplatte. Ich habe diese Gebilde nicht näher untersucht.

In älteren Stadien, besonders an alten senkrechten Rhizomteilen, pflegt eine Periderm-bildung einzutreten. Das Periderm entsteht, indem Epidermiszellen sich durch tangentiale Wände kammern, die äußeren Teilzellen ihre Lamellen verholzen und Suberinlamellen einlegen. Später können auch noch die äußeren Rindenzellen in Phellogen übergehen. Die Suberinlamellen zeigen die typischen Korkreaktionen, die ich bei den Interkutiszellen der Wurzel beschrieben habe, und enthalten viel schmelzbare Korkstoffe. Die Zelluloselamellen sind verholzt (Reaktionen siehe S. 3). Die Korkzellen verlieren nach Auflagerung der Suberinlamelle alsbald ihre Protoplasten und füllen sich mit Luft.

b) Zylinderendodermis. Die Entwicklung der Zylinderendodermis läßt sich am besten bei den kriechenden Rhizomen verfolgen. Wir betrachten zunächst als Beispiel einen einjährigen Ausläufer. Er ist $5^1/_2$ cm lang, hat von der Basis nach der Spitze zu gerechnet, zwei kurze, vier gestreckte und drei noch unentwickelte, in geschlossenen Niederblättern steckende Internodien. An sukzessiven Querschnitten sehen wir, daß, während das Gewebe der Rinde und des Zentralzylinders sich differenzieren, zwischen beiden eine Zone polygonaler, ohne Interzellularen aneinanderschließender Zellen meristematisch bleibt (vergl. Mangin [1882 S. 249]). In diesem Gewebe nun treten, etwa 1 cm von der Spitze entfernt, Casparysche Streifen auf und charakterisieren einen einschichtigen Zylinder von Zellen als Primärendodermis. Die Casparyschen Streifen treten rings um den ganzen Zentralzylinder herum ziemlich gleichzeitig auf. Die Erstlingstracheen werden ein wenig vor den Casparyschen Streifen angelegt. Der Casparysche Streifen gibt genau die bei der Wurzel bereits angeführten Reaktionen. Die Primärzone der Endodermis ist etwa 1 cm lang. Es schließt sich eine etwa $^1/_2$ cm lange Intermediärzone an, in der Primärendodermzellen neben Sekundär- und Tertiärendodermzellen vorkommen. Eine Gesetzmäßigkeit im Auftreten der Suberinlamellen wie bei der Wurzel, wo vor den Siebteilen keilförmige Streifen verkorkter Endodermiszellen auftreten, ist hier nicht zu finden. Die Sekundärzellen treten anfangs vereinzelt auf, sowohl vor den Siebteilen der kollateralen Leitbündel als auch vor den Markstrahlen; es kommen weitere hinzu, bis sämtliche Endodermiszellen verkorkt sind. Dies ist ein wesentlicher Unterschied gegenüber der Wurzel, bei der die Endodermis nicht rings geschlossen ist, bei welcher vielmehr Durchlaßstreifen vor den Tracheen erhalten bleiben. Die Suberinlamellen der Sekundärendodermiszellen ergeben die Seite 3 aufgeführten Reaktionen.

Auf die entstandenen Suberinlamellen werden sofort Zelluloseschichten aufgelagert. Die Tertiärzone der Endodermis begann also in unserm Falle bei $2^1/_2$ cm Spitzenabstand und erstreckte sich von da an rückwärts über das ganze Rhizom. Die ausgebildeten Tertiärendodermzellen sind 20—40 μ breit, 600—800 μ lang und haben schiefe Querwände. Man unterscheidet an ihnen ohne Anwendung von quellenden Reagenzien die ringsherum verlaufende Suberinlamelle, die, wie bei der Wurzel, auf den Radialwänden mit der Suberinlamelle der Nachbarzellen optisch zu einer Lamelle vereinigt erscheint, die nicht dicker ist als die Suberinlamelle auf den Tangentialwänden. Innen liegen aufgelagert starke Verdickungsschichten, die, im Querschnitt hufeisenförmig, das Innere der Zelle bis auf ein kleines dreieckiges Lumen einnehmen. Es werden nur die Radialwände und die innere Tangentialwand stark verdickt; die äußere Tangentialwand hat nur einen schwachen Zellulosebelag. Tüpfel werden erst angelegt, wenn die Verdickungsschichten eine gewisse Dicke erreicht haben; sie sind daher ganz flach (vergl. Schwendener 1882 S. 110). Die tertiär aufgelagerten Zelluloseschichten verholzen mit der Zeit und geben dann mit Chlorzinkjod Gelb- bis Braunfärbung, mit Phlorogluzin Rotfärbung. Die beiden inneren Zwickel der Zelle zeigen hierbei die intensivste Färbung. Die Primärmembran der Radialwände wird mit Phlorogluzinsalzsäure als roter Strich sichtbar. Der Casparysche Streifen ist direkt nicht mehr zu erkennen. Bei mehrtägiger Mazeration in Eau de Javelle oder bei Erhitzen in Kalilauge lösen sich die Suberinlamellen benachbarter Zellen an den Radialwänden voneinander los; die Primärmembran gibt dann nur Zellulosereaktion. In den Verdickungsschichten ist auch bei Quellung oder Mazeration keine primäre oder sekundäre Zwischenlamelle im Sinne Kroemers (Kroemer S. 96, 97) zu erkennen. Die Endodermis der senkrechten Rhizomteile stimmt mit der der kriechenden Rhizome in allen wesentlichen Punkten überein; nur tritt die starke Streckung der Internodien und damit auch der Endodermzellen nicht ein. Die einzelnen Zonen bleiben infolgedessen kurz; die Embryonalzone ist 4—8 mm, die Primärzone 2—3 mm, die Intermediärzone etwa 2 mm lang. Etwas unter dem äußersten Niederblatt tritt uns die Endodermis im Tertiärzustand entgegen.

Zusammenfassend kann man sagen: Die Zylinderendodermis der Achse von *Convallaria majalis* setzt sich aus typischen Endodermiszellen zusammen, die sich von den Zellen der Wurzelendodermis in nichts unterscheiden. Während aber die Endodermis der Wurzel in der Regel nur die Embryonal-, Primär- und Intermediärzone zur Ausbildung bringt, sehen wir in der Achse die Zylinderendodermis alle Stadien durchlaufen, die eine Endodermis im vollkommensten Fall besitzen kann, nämlich:

1. eine Zone, die nur aus Embryonalendodermzellen besteht. Sie liegt stets an der in Niederblätter eingehüllten Sproßspitze und ist bei kriechenden und senkrechten Rhizomen $^1/_2$—1 cm lang; 2. eine Zone, die Embryonalendodermzellen neben ganz jungen Primärendodermzellen enthält; sie ist, wie bei der Wurzel, verschwindend klein; 3. eine Zone, die nur aus Primärendodermzellen besteht; sie ist bei kriechenden Rhizomen 1 cm, bei senkrechten 2—3 mm lang; 4. eine Zone, die Primär- und Sekundär- eventuell auch noch Tertiärendodermzellen enthält (Intermediärzone). In ihr vollzieht sich der Schluß der Endodermis, indem die Primärendodermzellen Korklamellen auflagern. In der Art des Schlusses ist keine Regelmäßigkeit zu verzeichnen; 5. eine Übergangszone, die Tertiär- neben Sekundärendodermzellen enthält und sehr kurz ist; 6. eine Zone, die nur Tertiärendodermzellen enthält. Sie beginnt etwa $2^1/_2$ cm von der Spitze, bei Winterknospen $1^1/_2$ cm von der Spitze und nimmt von da an die ganze Achse ein. Zu erwähnen ist noch, daß die außen an die Zylinderendodermis angrenzenden Zellen ihre Wände verdicken, verholzen und so einen besonders mechanisch wirksamen Sklerenchymzylinder bilden. Die Verdickungen sind, wie

bei den Zellen der Endodermis, hauptsächlich auf die Innenwände beschränkt. Sie besitzen Tüpfel, die bis auf die primäre Zellwand gehen.

c) Die verkorkten Zellen an der Durchbruchsstelle der Nebenwurzel. Die Entstehung der Wurzel in der Achse ist zuletzt von van Tieghem und Douliot (1888) in einer sehr ausführlichen Arbeit untersucht worden. Es heißt dort (S. 493) für die Monokotyledonen: La racine y procède, en effet, toujours toute entière du péricycle de la tige et de la même manière que chez les Dicotylédones. L'arc d'endoderme superposé à l'arc rhizogène se développe en une poche digestive plus où moins épaisse, qui enveloppe la racine jusqu'après sa sortie et qui se détache de diverses façons. Göbel (1901, S. 490) bezieht sich auf van Tieghem und Douliot und gibt gleichfalls eine Wurzeltasche an. Fischer (1900, S. 21) sagt: „Die Endodermis wird teilungsfähig und bildet eine schützende Hülle um die junge Wurzelanlage, welche darin steckt wie in einer Tasche." Ich konnte bei meinen Untersuchungen eine „poche digestive", wie van Tieghem und Douliot sie abbilden, nämlich eine solche aus wohl erhaltenen Endodermiszellen mit Casparyschen Streifen bestehend, nicht finden. Ich konnte nur feststellen, daß die wachsende Wurzel sehr bald die Endodermis zerreißt, und daß die Wurzelhaube dann von den Resten obliterierter Zellen umgeben ist, die sie beim Durchgang durch das Rindengewebe zerstört hat. Wie van Tieghem in seinem „Traité de Botanique" (I S. 785) weiter mitteilt, und wie ich bestätigt fand, entstehen, wenn die Wurzel noch ganz in der Rinde der Achse liegt, quer durch das meristematische Rindengewebe der Wurzel hindurch, von dem Rande der Durchbruchsstelle der Zylinderendodermis aus eine Reihe Casparyscher Streifen, die den Anschluß der Zylinderendodermis der Achse an die noch im Embryonalzustand befindliche Endodermis der Wurzel vermitteln. Bemerkenswert scheint mir hierbei zu sein, daß jede Meristemzelle, wo sie auch liegen mag, auch wenn sie schon für das Rindenparenchym bestimmt war, zur Endodermzelle werden kann. Die Endodermzellen der Wurzel machen nun ihre normale Entwicklung bis zum Tertiärzustand durch, desgleichen die Endodermzellen, die den Anschluſs der beiden Endodermen vermitteln. An der Stelle, wo die aus dem Rindengewebe nachträglich gebildeten Endodermzellen sich an die Achsen- und die Wurzelendodermis anlegen, sieht man in der Regel bei ausgebildeter Wurzel zwei Knicke in der Kontur der Endodermis (Fig. 5 *k* und *k'*). Die Endodermis der Wurzel hat nun, soweit sie in dem Rindengewebe der Achse verläuft, das Bestreben, sich ebenso auszubilden wie die Zylinderendodermis, d. h. sie ist schließlich in der Rinde der Achse und etwa 1 mm darüber hinaus ganz geschlossen, ohne Durchlaßzellen (vergl. S. 4). Auf ihrer ganzen übrigen Länge hat sie den oben geschilderten normalen Bau. Auch der Sklerenchymzylinder des Rhizoms setzt sich etwas in die Wurzel hinein fort. Die Interkutis und das Epiblem der Wurzel schließen sich nicht an entsprechende Schichten der Achse an. Etwa wenn die Wurzel die Kutikula der Achse durchbrochen hat, legt ihre Interkutis die ersten Korklamellen an.

Besonders hervorzuheben und bisher noch nicht genauer beschrieben ist das Verhalten derjenigen Gewebepartien in der Achse, die an die Wurzel angrenzen. Nach Vonhönc (1880, S. 251) „verwächst" das äußere Gewebe der durchbrechenden Wurzel mit dem angrenzenden Gewebe der Achse, wenn dieses noch bildungsfähig ist. Ferner wird um die Wurzel an der Stelle, wo sie das Rhizom verläßt, ein Ringwulst von verkorkten Zellen gebildet. Nach meinen Untersuchungen verhält sich das betreffende Gewebe des näheren folgendermaßen. Es bildet sich bald nach dem Durchbruch der Wurzel ein eigenartiges Phellogen aus, welches von der Epidermis der Achse aus im Bogen nach der Wurzel hinläuft (*Ph*, Fig. 5 und 7) und sich eventuell an dieser aufwärts bis in die Mitte des Rindenparenchyms der Achse fortsetzt. Diese Schicht entsteht durch tangentiale Teilung von

Parenchym- und Epidermiszellen und Verkorkung der nach außen gelegenen, nicht weiterwachsenden Produkte der Teilung. Das Ganze ist eine annähernd normale Peridermbildung, die frühzeitig zum Stillstand kommt. Ist schon ein Oberflächenperiderm an dieser Stelle der Achse vorhanden, so schließt sich die Korkschicht an dieses an. Die von der Korkschicht nach außen gelegenen Zellen des Rindenparenchyms, die sich nicht kammern, metakutisieren (Fig. 5 und 7 *m*). Die äußersten, z. T. verletzten Zellen der durchbrochenen Gewebemasse tun dies nicht mehr (Fig. 7 *a*). Auch die Epiblemzellen der Wurzel, die direkt an das Rindenparenchym der Achse angrenzen (Fig. 5 und 7 *em*), metakutisieren auf einer längeren oder kürzeren Strecke, die durchschnittlich von der Austrittsstelle der Wurzel bis etwa in die Mitte des Rindenparenchyms sich erstreckt. Die ursprünglichen, jetzt zwischen den Korklamellen liegenden Zellulosclamellen der Membranen aller dieser verkorkten Zellen verholzen. Die Korklamellen der Korkzellen und der metakutisierten Zellen verhalten sich wie die der Wurzelinterkutis und besitzen meist schmelzbare Korkstoffe. Zelluloselamellen werden nicht aufgelagert. In Fig. 8 sind die Membranen der metakutisierten Zellen (*m*) und der Korkzellen (*k*) dargestellt; *s* bedeutet die Suberinlamelle, *c* die verholzten primären Membranlamellen. Die verholzten mittleren Lamellen bei Metakutisierungen sind übrigens schon von W. Voß (1905) bei Vitis-Arten gesehen worden.

4. Die verkorkten Zellen in der Blütenstandachse und den Blättern. Die Blütenstandachse sowie die Laub- und Niederblätter von *Convallaria majalis* besitzen im allgemeinen keine Endodermis. Diese Organe entstehen nahe dem Vegetationspunkt und sterben ab, ehe die Zylinderendodermis in den Rhizomregionen entsteht, an denen sie inseriert sind. Erst nach ihrem Absterben bilden sie in ihren untersten Teilen eine kurze Endodermscheide aus. Bei der Blütenstandachse verhält sich die Sache des Näheren folgendermaßen. Wenn die Zylinderendodermis des Rhizoms an der Stelle auftritt, wo sich die Narbe der Blütenstandachse befindet, bildet sich auch um den Leitbündelzylinder der Blütenstandachse eine Endodermscheide aus, die auf ihrer ganzen Länge mit der Hauptendodermis gleichzeitig den Primär-, Sekundär-, und Tertiärzustand durchmacht. Sie ist nur kurz, zeigt bald Lücken und hört allmählich auf. Ähnlich verhalten sich die Blätter. Jedes Blattspurbündel bildet nachträglich auf seinem Wege durch das Rindenparenchym des Rhizoms eine kurze Endodermscheide (Fig. 6 *Eb*) aus, die bis etwa in die Mitte der Rinde reicht und dort, wie man an passend geführten Querschnitten sieht, allmählich Lücken aufweist, die immer größer werden, bis schließlich die Endodermscheide ganz verschwindet.

Die offenen Stellen, die beim Absterben der Blätter in der Oberfläche der Pflanze entstehen würden, werden geschlossen durch eine Peridermbildung und Metakutisierung, die auf ganz analoge Weise wie bei dem Austritt der Wurzel aus dem Rhizom vor sich geht. In der Insertionsfläche des Blattes bildet sich ein Phellogen (Fig. 6 *Ph*), welches einige Phellogen- und Korkzellen bildet; die noch darüber stehen bleibenden Gewebereste der Blattbasis (Fig. 6 *m*) werden metakutisiert. An der Narbe des Blütenschaftes bildet sich kein Periderm, sondern es metakutisieren nur die zum Teil sklerotischen Elemente im Rindenparenchym und Zentralzylinder des Blütenschaftes derart, daß durch diese verkorkten Zellen ein vollkommener Abschluß nach außen hergestellt wird.

Im Laufe dieser Darstellung haben wir für eine monokotyledone Pflanze kennen gelernt, wie dieselbe es versteht, ihre gesamte Oberfläche, soweit sie nicht anorganische, gelöste Nährstoffe aufzunehmen hat, durch eine geschlossene Schicht außen oder innen mit einer Kutikula oder Suberinlamelle bedeckter Zellen abzuschließen. Die nicht arbeitende Wurzel ist von der Spitze bis zur Basis von einer solchen physiologischen Scheide umhüllt, an die sich fest analoge Schichten der Achse oder der relativen Hauptwurzel anschließen, und alle

Narben der Achse schützen sich in gleicher Weise. Nachdem wir uns so an einer Pflanze mit den gegenseitigen Beziehungen der verkorkten Schichten bekannt gemacht haben, wollen wir deren Verhalten bei den Monokotyledonen im allgemeinen betrachten.

Zweites Kapitel.

Die Metakutisierung der Wurzelspitze.

Die schon für *Convallaria majalis* auf S. 4 beschriebene Metakutisierung findet sich in ähnlicher Weise bei den meisten Monokotyledonen, die ich untersuchte. Es metakutisieren, wie ich schon für *Convallaria majalis* (S. 5) geschildert habe, die äußeren Partien der Wurzelhaube, im einfachsten Falle eine Zellschicht, häufig mehrere Schichten, ferner, damit der Anschluß an die Interkutis erreicht wird, ein Ring von Epiblemzellen und eventuell noch einige Embryonalinterkutiszellen (s. Fig. 1 und 2). Diesem einfachen Abschluß der Wurzelspitze nach außen folgt meist gleich oder später eine Metakutisierung der gesamten inneren Partien der Wurzelspitze, die bereits eine Begleiterscheinung des Absterbens ist. Diese Metakutisierung geschieht hauptsächlich auf zwei Weisen. Entweder setzt sich die Verkorkung von den äußeren, verkorkten Wurzelhaubenzellen zentripetal fort (*Polygonatum officinale*), oder sie beginnt in der Region der Initialzellen des Vegetationspunktes und setzt sich von hier aus einerseits in das Epiblem und die äußere Rinde, andrerseits im Zentralzylinder aufwärts fort (*Polygonatum officinale, Phragmites communis*). Bei *Phragmites* entsteht in der Regel durch Kollabieren der inneren, unverkorkten Zellen eine Höhlung in der Wurzelhaube. Bei *Polygonatum officinale* konnte ich in einem Falle beobachten, daß nicht die äußerste Schicht der Wurzelhaube zuerst metakutisierte, sondern eine weiter nach innen liegende Zellschicht. Die von dieser Schicht nach außen zu gelegenen Zellen schienen zu verschleimen. Ich konnte den oben beschriebenen Schluß durch Metakutisierung bei den normalen Bodenwurzeln folgender Monokotyledonen feststellen: *Acorus Calamus, Anthericum ramosum, Arum maculatum, Arundo Donax, Asparagus plumosus, Aspidistra elatior, Astelia Banksü, Convallaria majalis, Crocus vernus, Dasylirion acrostichum, Funkia Sieboldtiana* (sehr instruktiv), *Hemerocallis fulva, Juncus diffusus, Muscari ramosum, Phragmites communis, Polygonatum officinale, Polygonatum multiflorum, Polygonatum latifolium, Smilacina stellata, Smilax, Tradescantia virginica, Veratrum album, Veratrum nigrum, Yucca longifolia.* Bei den Wurzeln der Zwiebelpflanzen konnte ich den Schluß der Wurzelspitze nie finden. Die Wurzelspitzen der untersuchten Zwiebelpflanzen *Allium Cepa, Allium Fallax, Allium Schönoprasum, Fritillaria Meleagris, Galanthus nivalis, Leucojum vernum, Tulipa Gesneriana* waren entweder offen oder ganz abgestorben. Ähnliches gilt für die einjährigen Gräser, z. B. *Avena sativa, Hordeum vulgare, Poa annua, Triticum vulgare*, bei denen ich vergeblich nach einer Metakutisierung der Wurzelspitze suchte; ich fand sie aber bei den ausdauernden Gräsern *Phragmites communis* und *Arundo Donax*. Bei Luftwurzeln epiphytischer Aroideen, Orchideen, auch Commelinaceen findet sich gleichfalls eine Verkorkung der Wurzelspitze. Der Wurzelschluß bei Luftwurzeln ohne Velamen ist der gleiche wie bei normalen Bodenwurzeln (*Eria rosea, Tradescantia viridis*). Ist ein Velamen vorhanden, so können auch Zellen dieses Gewebes metakutisiert werden, z. B. bei *Dendrobium speciosum, Epidendron nocturnum, Sobralia macrantha*. Bei letzterer Pflanze hat bereits Al. Richter (1901 S. 13 Taf. 2 Fig. 7*f*) den

Schluß der Wurzelspitze gesehen, neben Olivier (s. unten) der einzige, der auf die Erscheinung aufmerksam wurde. Er bezeichnet die fraglichen Zellen als verholzt; sie sind aber ebenfalls verkorkt, und nur die Mittellamellen ergeben die Holzreaktionen. Bei *Sobralia macrantha* entspricht der Schluß demjenigen, welchen wir für die Bodenwurzeln beschrieben haben; nur ist er etwas komplizierter. Es sind nämlich, von der Interkutis beginnend, 5—8 Ringe verkorkter Velamzellen (Fig. 4 *vm*) vorhanden, von denen immer ein nach außen liegender über den vorhergehenden hinwegragt, bis über den letzten die paraboloidische, verkorkte äußere Wurzelhaubenschicht übergreift. Bei *Scindapsus pictus* fand ich an älteren Wurzeln statt des Epiblems ein Periderm; auch hierbei tritt an der nach vorn zu offenen Wurzelspitze ein Schluß durch Metakutisierung der äußeren Gewebeelemente ein. Die von Olivier (1880 S. 20 Taf. 1 Fig 11) für Luftwurzeln von *Pandanus heterophyllus* beobachtete Verkorkung der Wurzelhaube ist ebenfalls eine ganz normale Metakutisierung. Es metakutisieren, wie ich an *Pandanus utilis* fand, von außen nach innen fortschreitend, die peripheren Partien der Wurzelhaube. Indem der Vegetationspunkt langsam weiterwächst, reißt dieses metakutisierte Gewebe in der Richtung der Wurzelachse in den tangentialen Mittellamellen auf und umgibt in Form von ineinandersteckenden Röhren, die aus mehreren Zellschichten bestehen, die Wurzelspitze (vergl. die Abbildung von Olivier Taf. 1 Fig. 11). Wenn die mit einer Korkhülle versehenen Luftwurzeln von *Pandanus utilis* in die Erde eindringen, hört die Metakutisierung auf, und die Wurzel funktioniert, wenn sie die metakutisierten Partien abgestoßen hat, wie eine normale Bodenwurzel.

Was die mikrochemische Natur der Membranen bei den Zellen der Wurzelspitze anlangt, so haben sie dieselben Eigenschaften wie die der verkorkten Gewebe überhaupt, die die betreffenden Pflanzenteile nach außen abschließen. Die verkorkte Wurzelspitze erscheint häufig gelb bis braun; die Farbe rührt von einer Ablagerung braunen Farbstoffs in Protoplast und Membran her. Hat man die braune Farbe der verkorkten Wurzelspitzen durch 10 Minuten bis 2 Tage lange Einwirkung von Eau de Javelle entfernt, so kann man durch Färben der Schnitte in erhitztem Sudanglyzerin die metakutisierten Partien gut sichtbar machen. Die Korklamellen und die verholzten Mittellamellen geben bei allen oben angeführten Spezies die (S. 3) für *Convallaria majalis* bereits beschriebenen Reaktionen. Größere Mengen schmelzbarer Korkstoffe fand ich nur selten in den Suberinlamellen der metakutisierten Zellen, z. B. bei *Anthericum ramosum*. Nicht zu verwechseln mit den verkorkten Wurzelspitzen sind die schwarzen Kappen, die die Wurzeln von *Cyperus alternifolius*, *Pontederia azurea* (= *Pontederia speciosa*) und *Lemna* besitzen. Bei diesen ist bloß ein schwarzer Farbstoff in den äußeren Partien der noch vollkommen tätigen Wurzel eingelagert.

Herr Prof. Meyer betrachtet die hier für die einige Jahre lebenden Monokotyledonenwurzeln dargestellte Tatsache der Verkorkung der Wurzelspitze als einen weiteren Wahrscheinlichkeitsbeweis für seine Auffassung von den Leistungen der lebenden verkorkten Zellen (siehe die Auseinandersetzung von Prof. Meyer bei Rumpf 1904 S. 2), also der Endodermiszellen, Interkutiszellen und der metakutisierten Zellen, wie sie uns jetzt an verschiedenen Beispielen entgegengetreten sind. Hier also, meint er, würden die im Winter als Aufnahmeorgane untätig werdenden, in ihrer Lebenstätigkeit im allgemeinen herabgestimmten Wurzeln durch die metakutisierte Schicht der Wurzelspitze so abgeschlossen, daß aus ihnen keine Nährstoffe in das umgebende Bodenwasser austreten könnten. Gegen Wasseraustritt brauchen wohl diese oft in sehr feuchtem Boden liegenden Organe nicht geschützt zu werden. Im zweiten Jahr ihrer Leistung leben die Wurzeln weiter, dienen aber dann nur als Leitorgane, so daß der Schluß auch da vorteilhaft ist. Möglich wäre es, mit Prof. Meyer, daß die

Metakutisierung auch gegen das Eindringen von Pilzen und Bakterien einigen Schutz gewährte. Wie schon bemerkt, schließt die Wurzel von *Convallaria majalis* auch die Kurzzellen der Interkutis durch Korklamellen, wenn die Wurzel die Aufnahme von Nährstoffen aufgibt, so daß also im Winter eine völlig geschlossene physiologische Scheide die Wurzel von der Spitze bis zur Basis umgibt. Diejenigen Wurzeln, welche nur ein Jahr leben, also im zweiten Jahr keine neuen Aufnahmeorgane in Form von Wurzelzweigen bilden, wie die Wurzeln normaler Zwiebeln oder einjähriger Gräser, sterben schon nach einigen Monaten einfach von der Spitze aus ab und werden wohl schnell ihre Reservestoffe in die Achse senden. Für sie ist der Schluß unnötig.

Drittes Kapitel.

Die verkorkten Gewebe der Monokotyledonenachsen.

Für unsere Zwecke müssen wir die Monokotyledonenachsen in drei Gruppen einteilen, in die oberirdischen, die unterirdischen und die im Wasser befindlichen. Sämtliche Achsen besitzen eine mit Kutikula versehene Epidermis; die unterirdischen und im Wasser befindlichen Achsen besitzen meist eine Zylinderendodermis, die unterirdischen außerdem häufig Interkuten oder Periderm; schließlich kommen bei den unterirdischen Achsen, wenn auch seltener, Leitbündelinterkuten vor. Von diesen Zellschichten ist die Epidermis am genauesten studiert, so daß ich mich bei ihr am kürzesten fassen kann. Den Interkuten ist überhaupt wenig Beachtung geschenkt worden; den Endodermen wurde meist nur deshalb einiges Interesse entgegengebracht, weil sie zur Festlegung der Rindengrenze dienten. Die Entwicklungsgeschichte der Endodermen ist für die Achsen der Monokotyledonen kaum untersucht worden; ich will die bestehenden Lücken in der Folge einigermaßen auszufüllen suchen.

Vorher möchte ich zum besseren Verständnis des weiter unten Mitgeteilten eine kleine Übersicht über die bei den Monokotyledonenachsen vorkommenden verkorkten Zellen und ihre Eigenschaften geben. Charakteristisch für alle von mir untersuchten verkorkten Zellen und wohl auch für alle andern verkorkten Zellen ist folgendes: Sie lagern auf ihre in der Regel aus Zellulose bestehende Zellmembran eine Suberinlamelle auf; dies geschieht, wie Kroemer (1903 S. 96) für Wurzelendodermiszellen angibt, und wie ich in allen Fällen bei den verkorkten Zellen der Monokotyledonenachsen bestätigt fand, auf der ganzen Zellwand simultan. Die Korklamellen der von mir beschriebenen verkorkten Zellen zeigten alle Reaktionen, die Kroemer (1903 S. 7 ff) und Rumpf (1904 S. 26) für die Korklamellen anführen. Die ursprünglichen Zellmembranen, besonders die zwischen je zwei Suberinlamellen liegenden Primärmembranen, verholzen meist. Reaktionen der verholzten mittleren Lamellen: 1. In Chromsäure werden sie gelöst. 2. In Schwefelsäure werden sie nicht oder nur schwer gelöst. 3. In Kalilauge wird der inkrustierende Stoff gelöst und die Membranen gequellt. 4. Ähnlich wirkt Eau de Javelle bei genügend langer Einwirkung. 5. In Chlorzinkjod tritt Gelbfärbung, 6. in Phoroglucinsalzsäure intensive Purpurfärbung, 7. in Anilinhydrochlorat Gelbfärbung, 8. in Safranin Rotfärbung, 9. mit Mäules Reagens (Kaliumpermanganat und Einwirkung von Ammoniak) Rot- bis Violettfärbung ein. Werden den Suberinlamellen Verdickungsschichten aufgelagert, so verholzen diese meist und zeigen dann die eben für verholzte Lamellen angegebenen Reaktionen.

Es kommen nun bei den Achsen der Monokotyledonen folgende Arten von verkorkten Zellen vor:

1. Korkzellen. Herr Prof. Meyer (Erstes mikrosk. Prakt. 1898 S. 29) versteht in Übereinstimmung mit der jetzt gebräuchlichen Auffassung unter Korkzellen solche Zellen, welche aus einem Korkmeristem entstehen, eine rings geschlossene Korklamelle ausbilden, ihren Protoplasten absterben lassen und sich mit Luft füllen und das Korkgewebe bilden, welches besonders gegen Wasser- und Wärmeverlust schützt.

2. Unter Endodermzellen versteht Herr Prof. Meyer (siehe auch Kroemer 1903 S. 87; Rumpf 1904 S. 1) Zellen, welche aus für sie bestimmten Meristemzellen entstehen, in ihren Radialwänden bald einen Casparyschen Streifen anlegen, später eventuell eine Korklamelle auflagern können und stets lebend bleiben. Sie bilden stets einschichtige physiologische Scheiden.

3. Interkutiszellen. Sie sind, wie die im Sekundärzustand befindlichen Endodermzellen (Rumpf 1904 S. 1) zu definieren, besitzen aber keinen Casparyschen Streifen. Sie bilden, wie die Endodermzellen, physiologische Scheiden, die jedoch mehrschichtig sein können (vergl. Kroemer 1903 S. 37).

4. Metakutisierte Zellen (siehe S. 5). Diese von uns zuerst genauer charakterisierten Zellen sind dadurch von den vorhergehenden unterschieden, daß sie aus verschiedenen vollkommen entwickelten oder noch embryonalen Zellarten, z. B. Parenchym-, Epidermis- oder Sklerenchymzellen) dadurch hervorgehen können, daß diese eine Korklamelle auf ihre Zellulosemembran auflagern. Sie bleiben zur Zeit ihrer Wirksamkeit meist leben und enthalten niemals Luft, wie die Korkzellen. Die Form der von ihnen gebildeten Scheiden ist meist, infolge ihrer Entstehung, eine unregelmäßige. Herr Prof. Meyer möchte die Scheiden eventuell als Metakutis bezeichnen.

1. Die Epidermis. Die Epidermis des Rhizoms der Monokotyledonen besteht in der Regel aus prismatischen, nach außen etwas vorgewölbten Zellen. Sie sind am Vegetationspunkt würfelförmig und strecken sich mit zunehmendem Alter in der Richtung der Längsachse des Rhizoms. Die Radialwände sind stets dünner als die Tangentialwände. Die äußere Tangentialwand ist in der Regel in ihren äußeren Schichten etwas kutisiert. Die Kutikula gibt dieselben Reaktionen wie die Suberinlamelle der verkorkten Membranen und besitzt, wie diese, keine Zellulosegrundlage. Sie geht mitunter mit zunehmendem Alter des Rhizoms verloren, z. B. bei *Paris quadrifolia* und *Smilacina stellata*. Bei *Smilacina stellata* treten zugleich Haarbildungen auf. Diese sehen ganz wie Wurzelhaare aus, und ihre Membranen geben folgende Reaktionen. Sie werden von Chromsäure schwer gelöst, von Schwefelsäure nicht gelöst, von Chlorzinkjod gelb gefärbt, von Sudan schwach gerötet, von Phlorogluzin nicht gefärbt. Ihre feinere Anatomie habe ich nicht untersucht. Die biologische Bedeutung dieser Haare, die durch Auswachsen von Epidermiszellen entstehen, ist dunkel. Zur Absorption von Nährsalzlösungen können sie wohl kaum dienen, denn sie finden sich immer an älteren Rhizomteilen, wo eine vielschichtige lückenlose Interkutis sie vom inneren Gewebe scheidet; vielleicht können sie Wasser aufnehmen. Ortmann (1886 S. 26), der diese Haare wohl zuerst gesehen hat, gelang es nicht, die Haare durch Kulturen auf feuchtem Substrat zum Auswachsen zu bringen, wie es bei den echten Wurzelhaaren möglich ist. Spaltöffnungen kommen bei den Monokotyledonen am Rhizom weniger vor als an den oberirdischen Achsen.

2. Die Interkutis. Da ich bei *Convallaria majalis* keine Gelegenheit hatte, eine Achseninterkutis zu beschreiben, so will ich für *Iris graminea* den ziemlich einfachen Entwicklungsgang einer solchen schildern. Etwa 4 mm vom Vegetationspunkt entfernt beginnt eine Zellschicht, die ungefähr fünf Zellen unter der Epidermis liegt, zu verkorken. Diese

Verkorkung geht sehr unregelmäßig vor sich, es bleiben anfangs Lücken; bald ist jedoch eine vollständig verkorkte einschichtige Scheide hergestellt (Fig. 9). Die Verkorkung greift jetzt auf die benachbarten Zellschichten über — zum Teil ist dies auch schon früher geschehen —, und die verkorkte Schicht wird immer mächtiger. Gleichzeitig werden starke Zelluloseverdickungen aufgelagert, die später verholzen. Auf diese Weise entsteht eine bis zehn Schichten dicke, einheitliche, stark sklerotische Interkutis (Fig. 10).

Kroemer (1904 S. 37), der zuerst die Interkuten genauer studiert hat, fand bei den Wurzeln folgende Interkutisarten: die einschichtige einheitliche Interkutis und die mehrschichtige einheitliche Interkutis (beide bestehen ausschließlich aus verkorkten Zellen), ferner die Kurzzelleninterkutis und die gemischte Interkutis, in der verkorkte Zellen neben unverkorkten vorhanden sind. Von diesen Interkuten kommen nach meinen Untersuchungen bei den Achsen nur die einheitlichen Interkuten vor. Kurzzelleninterkuten, die für die Wurzel so charakteristisch sind, kommen bei Achsen nie zur Ausbildung. Eine streng einschichtige Interkutis hat nur *Paris quadrifolia* im Rhizom. Alle übrigen Interkuten, die als Hypodermen bei Monokotyledonenachsen auftreten, sind mehrschichtig. Mehrschichtige Interkuten ohne stärkere Zelluloseauflagerungen fand ich bei *Carex arenaria* (3—5 schichtig), *Carex vulpina*, *Carex leporina*, *Carex paniculata*, *Heleocharis palustris* (3—4 schichtig), *Luzula campestris*, *Smilacina stellata* (4—5 schichtig), *Typha angustifolia* (3—4 schichtig). Interkuten mit Zelluloseverdickungen, die im späteren Alter verholzen, haben *Asparagus officinalis*, *Allium fallax* und *Allium Schönoprasum* (beide nur an älteren Rhizomteilen), *Iris Pseud-Acorus* (wenigschichtig), *Iris graminea* und *Iris sibirica* (beide 10—12 schichtig), *Triticum repens* (2—3 schichtig). Die Zellen der Interkutis von *Paris quadrifolia* enthalten häufig Raphidenbüschel, die an der äußeren Zellwand sitzen. Verkorkte Hypodermen kommen fast ausschließlich bei unterirdischen Achsen vor, in vereinzelten Fällen (Interkutis im Halm von *Carex arenaria*) auch bei oberirdischen; bei untergetauchten Achsen sind sie meines Wissens überhaupt nicht vorhanden.

3. Das Periderm. Periderm kommt ausschließlich bei unterirdischen Achsen, namentlich dicken Rhizomen vor. Mit Periderm überzogene Achsen verraten sich meist schon äußerlich durch eine hell- bis dunkelbraune Farbe. Die Dicke der Korkschicht schwankt zwischen 1 und 30 Zellen; besonders dick wird sie bei Iris-Arten, *Anthericum Liliago*, Aroideen. Die Korklamellen der Korkzellen des Periderms sind häufig ziemlich dick und geben die S. 3 angeführten Reaktionen. Sie enthalten in der Regel viel schmelzbare Korkstoffe und sind sehr widerstandsfähig gegen Chromsäure. Die Mittellamellen sind meist verholzt; doch können sie auch unverändert bleiben, z. B. bei *Anthericum Liliago*, *Anthericum ramosum*. Zelluloseauflagerungen in den Korkzellen des Periderms habe ich nur bei *Anthericum Liliago* und *Yucca flaccida* gefunden.

Bei Monokotyledonen mit Dickenwachstum, *Yucca gloriosa*, *Yucca flaccida*, entsteht durch Verkorkung der äußersten Partien der in Radialreihen angeordneten Rindenzellen eine Metakutis. Bei *Yucca flaccida* sind die metakutisierten Zellen mit ungetüpfelten Zelluloseverdickungen versehen. Eine Metakutisierung von Epidermiszellen, die einen Übergang zum Periderm bildet, findet sich an den unterirdischen Teilen des Stengels von *Asparagus officinalis*. Dort findet man in der Regel sämtliche Epidermiszellen mit Suberinlamellen versehen. Stellenweise treten auch Tangentialteilungen der Epidermiszellen und eventuell auch des darunterliegenden Gewebes ein, so daß wir an diesen Stellen eine Peridermbildung vor uns haben.

Peridermbildung tritt bei folgenden Monokotyledonen regelmäßig auf: *Alocasia odorata* (van Tieghem 1866 S. 92), *Agave americana* (Mangin 1882 S. 337), *Anthericum Liliago*, *Anthericum ramosum*, *Arum italicum*, *Arum maculatum*, *Asphodeline liburnica*, *Colocasia anti-*

quorum, *Curcuma longa* (Arth. Meyer 1898. II. S. 59), *Curcuma Zedoaria* (A. Meyer 1898 II. S. 62); *Dieffenbachia picta* (van Tieghem 1866), *Dioscorea Batatas* (Mangin 1882 S. 308, Tschirch 1889 S. 277), *Dracunculus vulgaris* (van Tieghem 1866 S. 105), *Elettaria Cardamomum*, *Funkia Sieboldtiana*, *Hemerocallis fulva*, *Homalonema rubescens* (van Tieghem 1866 S. 120), *Iris aphylla*, *Iris florentina*, *Iris germanica*, *Iris lutescens*, *Iris pallida*, *Iris pumila*, *Peltandra virginica*, *Philodendron hastatum* (van Tieghem 1866 S. 112), *Sauromatum guttatum*, *Syagonium auritum* (van Tieghem 1866 S. 109), *Tradescantia virginica*, *Zingiber officinale*.

Monokotyledonen ohne Interkuten und Periderm sind: *Acorus Calamus*, *Aspidistra elatior*, *Alpinia nutans*, *Elymus arenarius*[1]), *Epipactis palustris*, *Ophiopogon japonicus*, *Papyrus antiquorum*, *Polygonatum multiflorum*, *Polygonatum latifolium*, *Polygonatum officinale*, *Philodendron Rudgeanum* (van Tieghem 1866 S. 112), *Ruscus aculeatus*, *Sansevieria carnea*, *Sarcanthus rostratus*, *Tofieldia calcyculata*, *Tricyrtis hirta*, *Trillium sessile*, *Uvularia grandiflora*; ferner Zwiebeln, deren Achsen keine mehrjährige Lebensdauer besitzen, wie *Amaryllis candida*, *Fritillaria Meleagris*, *Gladiolus ganadavensis*, *Ornithogalum nutans*, *Muscari racemosum*, *Scilla festalis*, *Tulipa Gesneriana*; schließlich die Wasserpflanzen: *Alisma Plantago*, *Elodea canadensis*, *Potamogeton decipiens*, *Pontederia speciosa*.

4. Die Zylinderendodermis. Die Zentralzylinderscheide der Monokotyledonenachsen wird in zahlreichen Fällen aus normalen Endodermzellen gebildet. Herr Prof. Meyer schlägt vor, derartige Zylinderscheiden als „Zylinderendodermen“ zu bezeichnen. Den Fortschritt unserer Kenntnisse in bezug auf die Endodermis der Wurzel behandelt Kroemer (1903 S. 83). Ich kann im wesentlichen auf ihn verweisen, da die Endodermis der Achse stets der der Wurzel als gleichwertig betrachtet und jede neue Erkenntnis, die sich auf erstere bezog, auf die letztere übertragen wurde. Aufklärung über die Anatomie der Endodermiszellen brachten besonders die Arbeiten von Caspary (1858 S. 441), Nikolai (1865 S. 69), von Höhnel (1877 S. 636, 638), van Wisselingh (1884 und 1885), Rimbach (1887 und 1893); die Entwicklungsgeschichte der Endodermzellen und der aus diesen zusammengesetzten Endodermis der Wurzel stellte Kroemer (1903 S. 87) klar. Die Zylinderendodermis der Achse wurde in der älteren Literatur meist nur behandelt, wenn die Grenze zwischen Rinde und Zentralzylinder festgelegt werden sollte oder sonstige topographische Verhältnisse untersucht wurden. So beschreibt Caspary (1865—66 S. 185) die Endodermis in der Achse von *Elodea canadensis*. Nach Schacht und Karsten gehört die Zylinderendodermis zu dem verholzten Verdickungsring; Falkenberg führt für die Zylinderendodermis, die er als innerste Rindenschicht bezeichnet, den Namen Rindenscheide ein und unterscheidet sie so von der Außenscheide, die den peripheren Teil des Zentralzylinders bildet. Die neueren Autoren, Guillaud, Mangin, van Tieghem, Gérard usw., halten an dieser Auffassung fest; als charakteristische Eigenschaften der Endodermiszellen werden dann stets angegeben die Wellung der Radialwände (Primärendodermiszellen) oder die Verdickung und Verholzung der Wände (Tertiärendodermzellen), z. B. van Tieghem 1891 I, S. 752.

a) Die Zellen der Zylinderendodermis. Die Endodermzellen der Achse unterscheiden sich in nichts von denen der Wurzel. Ich will ihre Eigenschaften hier kurz angeben. Es lassen sich, wie bekannt, an den Endodermzellen im vollkommensten Falle vier Entwicklungsstadien feststellen: Embryonal-, Primär-, Sekundär- und Tertiärzustand.
1. Der Embryonalzustand. Die Endodermzellen der Achsen differenzieren sich erst sehr spät, wenn Gefäße und Rindenzellen bereits ausgebildet sind. Nach Mangin (1882 S. 249)

[1]) Bei dieser Pflanze wird die Rinde frühzeitig abgeworfen.

und Gérard hängt dies zusammen mit der zentripetalen Entwicklung der Rinde und der gleichzeitigen zentrifugalen Entwicklung des Zentralzylinders, bei der also die Region, in der sie zusammenstoßen, das ist die Region, wo die Zylinderendodermis liegt, am längsten meristematisch bleibt. Im Embryonalzustand unterscheiden sich die Endodermzellen in nichts von den übrigen Meristemzellen. 2. Der Primärzustand ist charakterisiert durch den Casparyschen Streifen. Die Reaktionen desselben sind überall gleich und dieselben, die ich bei *Convallaria majalis* (S. 4) angegeben habe. Der Casparysche Streifen ist bei Wasserpflanzen, *Alisma Plantago*, *Elodea canadensis*, übrigens auch bei der Dikotyledone *Myriophyllum* stets schmal, im Querschnitt fast punktförmig, während er bei Landpflanzen sich häufig über die ganze Radialwand ausdehnt. 3. Die im Sekundärzustand simultan aufgelagerte Suberinlamelle gibt die Seite 3 beschriebenen Reaktionen. Sie enthält in der Regel wenig schmelzbare Korkstoffe. 4. Der Tertiärzustand. Der Sekundärzustand der Endodermzellen ist nur vorübergehend vorhanden und deshalb selten rein aufzufinden, weil sofort nach Ausbildung der Suberinlamelle tertiäre Zelluloseschichten aufgelagert werden, die später mehr oder weniger verholzen. Diese Verdickungsschichten können allseitig gleich stark sein, wie bei *Epipactis latifolia*, *Paris quadrifolia* und *Streptopus bistortus;* in der Regel werden nur die Radialwände und die innere Tangentialwand verdickt. Bei *Funkia Sieboldtiana* fand ich eine auffallende Verdickung der Radialwände. Teils einseitig, teils allseitig sind die Tertiärschichten angelegt bei *Heleocharis palustris*. Wenig verdickt sind die Tertiärendodermzellen von *Asparagus officinalis*, *Asphodeline liburnica*, *Aspidistra elatior*, *Hemerocallis fulva* und *Sparganium ramosum*. Ungetüpfelte Tertiärschichten haben *Convallaria majalis*, *Iris sibirica*, *Zygadenus glaberrimus*. Die Tertiärauflagerungen werden durch Kalilauge oder Eau de Javelle gequellt. Bei *Juncus diffusus* werden sie dabei in zwei konzentrische Schichten gespalten.

Die Endodermzellen der Achsen sind vier-, fünf- und sechsseitige, prismatische, im ausgebildeten Zustand gestreckte Zellen, meist mit schiefen Querwänden. Sie sind häufig in tangentialer Richtung breiter als in radialer Richtung, ausgenommen die Endodermzellen der Juncaceen und Cyperaceen, die eine größere radiale Ausdehnung besitzen. Die Protoplasten haften, wie dies für Endodermzellen bekannt ist, sehr fest am Casparyschen Streifen. Auf Plasmaverbindungen untersuchte ich die unverholzten, getüpfelten Tertiärendodermzellen von *Paris quadrifolia* (Methode von Arth. Meyer 1897). Es fanden sich Plasmaverbindungen in großer Anzahl zwischen Rindengewebe und Endodermzellen. In den Radialwänden, zwischen den Endodermzellen konnte ich nur wenige sicher feststellen (Fig. 14). Ähnlich lagen die Verhältnisse bei der Interkutis, deren Protoplasten mit denen des angrenzenden Gewebes reichlich verbunden waren (bis zwölf Plasmaverbindungen im Tüpfel), untereinander aber nur vereinzelte Plasmaverbindungen erkennen ließen. Ob die Plasmabrücken auch die Suberinlamellen durchsetzen oder ob sie an diesen Halt machen, konnte ich nicht feststellen, doch ist es höchst wahrscheinlich, daß die Plasmabrücken auch durch die Suberinlamellen hindurchgehen, da sie ja auch in den Sekundärlamellen verlaufen. Bei *Convallaria majalis* konnte ich Plasmaverbindungen nicht finden, jedenfalls weil die Zellwände bei dieser Pflanze nicht in geeigneter Weise quellbar sind. Hiermit ist also die Frage, welche Herr Prof. Meyer mehrmals zur Entscheidung bringen lassen wollte, die Frage, ob die Endodermzellen Plasmabrücken besitzen (siehe Rumpf 1904 S. 25. Kroemer S. 139 Anmerkung 2), in positivem Sinne entschieden. Es sind also auch die Endodermiszellen allseitig plasmatisch mit anderen Zellen und unter sich im Zusammenhang. Einschlüsse finden sich im allgemeinen seltener in den Endodermzellen. Zur Stärkespeicherung wird die Zylinderendodermis neben dem spärlich vorhandenen übrigen Gewebe benutzt bei Wasserpflanzen, z. B. *Elodea*, *Potamogeton*.

b) Die Zylinderendodermis. Die Endodermzellen bilden sich nur an der Grenze von Rinde und Zentralzylinder in Wurzel und Achse. Dort bilden sie die als „Endodermis" bekannte Scheide, hier die „Zylinderendodermis". Die Endodermzellen haben in Wurzel und Achse bei derselben Pflanze die gleichen Eigenschaften. Aus dem Umstand, daß die einzelnen Endodermzellen die Tendenz haben, sich bis zum Tertiärzustand auszubilden, daß dies aber nicht alle gleichzeitig tun, ergeben sich, wie bei der Wurzel (Kroemer 1903, S. 87), sechs Zonen, die an jeder vollkommenen Zylinderendodermis mehr oder weniger ausgebildet zu finden sind, und die ich hier für die Achse kurz beschreiben will: 1. Die Embryonalzone ist verschieden lang, je nachdem der Vegetationspunkt kräftig wächst oder nicht. Im Mittel ist die Embryonalzone bei Landpflanzen, die eine bis zum Tertiärzustand ausgebildete Zylinderendodermis besitzen, $^1/_2$ bis $1^1/_2$ cm lang. Länger ist sie bei solchen Pflanzen, die es nur zur Ausbildung einer Primärendodermscheide bringen, z. B. Zingiberaceen, *Tradescantia virginica*, *Elodea canadensis*. 2. Die Übergangszone, die Embryonal- und Primärendodermzellen enthält, ist in der Regel verschwindend klein. Deutlich ist sie bei *Carex arenaria* festzustellen, wo die Casparyschen Streifen zuerst in Halbkreisen über den Gefäßbündeln auftreten und erst dann über dem interfaszikularen Parenchym. Diese Tatsache spricht wieder sehr auffallend für die Richtigkeit der Hypothese von Prof. Meyer, denn sie zeigt, daß der Casparysche Streifen an der Stelle entsteht, wo am leichtesten Nährstoffe nach der Rinde diffundieren könnten. 3. Die Primärzone, die nur aus Primärendodermiszellen besteht, ist verschieden lang; bei normalen Landpflanzen mit Tertiärendodermis ist sie 3—10 mm lang. In der oberirdischen Achse von *Medeola asparagoides* und im Rhizom von *Helcocharis palustris* ist sie 3 cm lang. Bei manchen Pflanzen erstreckt sie sich von ihrem Auftreten an weiter nach hinten über das ganze Rhizom; solche Monokotyledonen, die bloß eine Primärendodermis in der Achse besitzen, sind *Acorus Calamus*, *Alpinia nutans*, *Elettaria Cardamomum*, *Elodea canadensis*. 4. Die Intermediärzone ist die Übergangszone, in der Primär- und Sekundär- beziehungsweise schon Tertiärendodermzellen vorhanden sind. Es ist dies eine bei der Wurzel charakteristische Zone; sie zeigt hier die „permeabeln Durchgangsstellen" Schwendeners, indem über den Siebteilen des Zentralzylinders die Verkorkung der Endodermiszellen zuerst erfolgt und über den Tracheen unverkorkte Streifen bleiben. Ein solches Verhalten habe ich in der Achse nur bei *Potamogeton decipiens* bemerken können, wo die Verkorkung der Endodermiszellen zunächst über den Leitbündeln, dann erst über dem dazwischenliegenden Gewebe erfolgt. Bei *Carex arenaria*, wo, wie oben gesagt, die Casparyschen Streifen zuerst über den Leitbündeln auftreten, habe ich eine ähnliche Regelmäßigkeit beim Auflagern der Suberinlamellen nicht beobachten können. Im allgemeinen treten bei den Rhizomen der Monokotyledonen die Suberinlamellen regellos hier und da auf einer nur wenige Millimeter langen Intermediärzone in den Zellen der Zylinderendodermis auf; es treten zu den anfänglichen weitere hinzu; Lücken, die geblieben sind, werden ausgefüllt, bis die Zylinderendodermis zu einer geschlossenen verkorkten Scheide wird. Bei *Paris quadrifolia* allein scheint sich eine unvollkommene Intermediärzone über das ganze Rhizom zu erstrecken, denn noch 13 cm hinter der Spitze fand ich vereinzelte unverkorkte Zellen in der Zylinderendodermis. 5. Die Übergangszone, die Sekundärendodermzellen enthält, ist nur kurz. 6. Die Tertiärzone erstreckt sich von ihrem Auftreten an über den ganzen älteren Teil des Rhizoms.

Eine Zylinderendodermis, die sämtliche genannten Stadien, also bis zum Tertiärzustand einschließlich, durchmacht, besitzen nach meinen Untersuchungen folgende Monokotyledonenachsen: *Asphodeline liburnica*, *Aspidistra elatior*, *Carex arenaria*, *Carex leporina*, *Carex paniculata*, *Carex vulpina*, *Convallaria majalis*, *Elymus arenarius*, *Epipactis palustris*, *Hemero-*

callis fulva, *Iris Pseud-Acorus*, *Iris sibirica*, *Juncus glaucus*, *Juncus effusus*, *Juncus diffusus*, *Luzula campestris*, *Luzula silvatica*, *Ophiopogon japonicus*, *Papyrus antiquorum*, *Poa alpina*, *Ruscus aculeatus*, *Smilacina stellata*, *Sparganium ramosum*, *Streptopus bistortus*, *Tofieldia calyculata*, *Triticum repens*, *Typha angustifolia*, *Uvularia grandiflora*, *Veratrum album*, *Veratrum nigrum*.

Eine Endodermis ist bei den Monokotyledonen im wesentlichen nur bei unterirdischen oder im Wasser befindlichen Organen zu finden. In der oberirdischen Achse fand ich eine Zylinderendodermis nur bei *Medeola asparagoides* und *Scindapsus pictus*. Endodermen werden in der Literatur bei den Achsen folgender Monokotyledonen erwähnt; ich selbst habe diese Angaben nicht nachgeprüft. Die von mir untersuchten Pflanzen sind ebenfalls mit eingefügt und sind an dem Fehlen der Literaturangabe kenntlich. Hierbei sowie bei der folgenden Zusammenstellung der Monokotyledonenachsen ohne Endodermis bedeutet: Ch. = Chrysler 1904; F. = Falkenberg 1876; G. = Guillaud 1878; Mang. = Mangin 1882; M. = Arth. Meyer 1892, II. v. T. = van Tieghem 1866.

Monokotyledonen mit Zylinderendodermis:

I. Pandanales: *Pandanus odoratissimus* (Mang. S. 344), *Sparganium ramosum*, *Typha angustifolia*.

II. Helobiae: *Alisma Plantago*, *Cymodocea aequorea* (Sauvageau 1891 S. 207), *Elodea canadensis*, *Hydrocharis morsus ranae*, *Potamogeton crispus* (F. S. 20), *Potamogeton decipiens*, *Sagittaria sagittifolia*, *Triglochin maritimum* (G. S. 79), *Zostera marina*, *Zostera nana* (Sauvageau 1891 S. 60).

III. Glumiflorae: *Agropyron repens* (Mang. S. 257), *Carex arenaria*, *Carex leporina*, *Carex paniculata*, *Carex vulpina*, *Carex hirta* (Schwendener 1898, II S. 111), *Cynodon Dactylon*, *Cyperus alternifolius* (Caspary 1865 S. 117), *Dulichium* (Plowman 1906 S. 9), *Heleocharis palustris*, *Papyrus antiquorum*, *Poa alpina*, *Scirpus palustris* (F. S. 120), *Scirpus americanus*, *Scirpus robustus*, *Scirpus fluviatilis* (Plowman 1906 S. 9), *Triticum repens*.

IV. Synanthae: *Carludovica* (Mang. S. 350); *Cyclanthus* (Mang. S. 350).

V. Spatiflorae: *Acorus Calamus*, *Acorus gramineus* (de Bary 1877 S. 129), *Anthurium acaule* (Ch.), *Monstera deliciosa* (Mang. S. 315. Endodermis nur halbseitig), *Scindapsus pictus*, *Scindapsus nultijugus* (F. S. 105. Endodermis nur unterseitig), *Symplocarpus foetidus* (Jeffrey 1899 S. 624).

VI. Farinosae: *Commelina* (G. S. 77), *Tradescantia virginica*.

VII. Liliiflorae: *Aloë chinensis*, *tortuosa*, *umbellata*, *vittata* (Mang. S. 336, 337), *Alstroemeria Ligtu* (Mang. S. 257, mehrschichtig), *Anthericum Liliago*, *Antholyza aethiopica* (Mang. S. 304), *Asparagus officinalis*, *Aspidistra elatior*, *Asphodeline liburnica*, *Asphodelus fistulosus* (Ch.), *Asphodelus luteus* (Mang. S. 277), *Barbacenia* (Mang. S. 316), *Bulbine annua*, *Bulbine fruticosa* (Ch.), *Chlorophytum elatum* (Ch.), *Convallaria majalis*, *Funkia ovata*, *Funkia Sieboldtiana*, *Gasteria* (Mang. S. 305), *Gladiolus communis* (Mang. S. 305), *Hemerocallis graminea* (G. S. 46), *Hemerocallis fulva*, *Iris amoena* (G. S 62), *Iris graminea* (bloß unterseitig), *Iris pallida* (unterseitig), *Iris Pseud-Acorus*, *Iris sibirica*, *Iris variegata* (unterseitig), *Juncus diffusus*, *Juncus effusus*, *Juncus glaucus*, *Juncus maritimus* (Mang. S. 307), *Kniphofia brevifolia* (Ch.), *Kniphofia Tysoni* (Ch.), *Lloydia serotina* (G. S. 59), *Luzula campestris*, *Luzula silvatica*, *Majanthemum bifolium* (F. S. 55), *Marica Northiana* (Mang. S 274), *Medeola asparagoides*, *Narthecium*

ossifragum, *Ophiopogon japonicus*, *Paris quadrifolia*, *Pontederia speciosa*, *Ruscus aculeatus*, *Sansevieria carnea* (unterseitig), *Sisyrinchium striatum* (Mang. S. 273), *Smilacina stellata*, *Smilax China* (M. S. 31), *Streptopus roseus* (Ch.), *Streptopus bistortus*, *Tofieldia calyculata*, *Tofieldia paniculata* (G. S. 59), *Uvularia flava* (G. S. 60), *Uvularia grandiflora*, *Veratrum album*, *Veratrum nigrum*, *Zygadenus glaberrimus*.

VIII. Scitamineae: *Alpinia nutans*, *Alpinia officinarum* (M. S. 71), *Curcuma longa* (M. S. 61), *Curcuma Zedoaria* (M. S. 62), *Elettaria Cardamomum*, *Hedychium coronarium* (Mang. S. 307), *Heliconia speciosa* (Mang. S. 280). *Strelitzia augusta* (Mang. S. 280), *Zingiber officinale*.

IX. Gynandrae: *Epipactis latifolia*, *Epipactis palustris* (Mang. S. 307), *Vanilla planifolia* (Mang. S. 257, mehrschichtig).

Monokotyledonen ohne Zylinderendodermis:

I. Helobiae: *Stratiotes aloides*.

II. Glumiflorae: *Zea Mays*, *Bambusa mitis*, *Bambusa gracilis* (Mang. S. 31), *Hordeum vulgare*, sowie jedenfalls die meisten einjährigen Gräser.

III. Spatiflorae: *Alocasia odorata* (v. T. S. 92), *Arisaema triphyllum* (Ch.), *Caladium bulbosum* (Ch.), *Calla palustris*, *Dieffenbachia picta* (v. T. S. 126), *Dracunculus vulgaris* (v. T. S. 105). *Dracontium intermedium* (Ch.), *Dracontium speciosum* (Ch.), *Dracontium Tartarinowii* (Ch.), *Homalonema rubescens* (v. T. S. 120), *Philodendron hastatum* (v. T. S. 112), *Philodendron Rudgeanum* (v. T. S. 112), *Richardia africana* (v. T. S. 126), *Syagonium auritum* (v. T. S. 109), *Zanthedeschia aethiopica* (Ch.), *Zanthedeschia albomaculata* (Ch.).

IV. Farinosae: *Aechmea fulgens* (Mang. S. 292), *Spironema fragrans* (Mang. S. 326), *Tradescantia fugax*, *Tradescantia viridis*.

V. Liliiflorae: *Agapanthus umbellatus* (Ch.), *Allium angulosum* (Ch.), *Allium canadense* (Ch.), *Allium fallax*, *Amaryllis candida*, *Annemarrhena asphodeloides* (Ch.), *Calochortus venustus* (Ch.), *Cordyline australis* (Mang.), *Crinum americanum* (Mang. S. 333), *Dioscorea*, *Dracaena Draco* (Ch.), *Dracaena rubra* (Ch.), *Dracaena Veitchii* (Ch.), *Erythronium americanum* (Ch.), *Fritillaria Meleagris*, *Galtonia candicans* (Ch.), *Gladiolus ganadavensis*, *Hyacinthus* (Ch.), *Iris florentina*, *Iris aphylla*, *Iris lutescens*, *Iris germanica*, *Iris pallida*, *Iris pumila*, *Lilium canadense* (Ch.), *Muscari racemosum*, *Ornithogalum nutans*, *Polygonatum latifolium*, *Polygonatum multiflorum*, *Polygonatum officinale*, *Scilla festalis*, *Scilla hyacinthoides* (Ch.), *Trillium sessile*, *Tulipa Gesneriana*, *Yucca angustifolia* (Ch.), *Yucca baccata* (Ch.), *Yucca filamentosa* (Ch.), *Yucca flaccida*, *Yucca gloriosa*.

VI. Scitamineae: *Canna indica* (F. S. 84), *Musa paradisiaca* (Mang. S. 280).

VII. Gynandrae: *Phajus* (Mang. S. 257), *Sarcanthus rostratus*.

Die Zylinderendodermis umgibt in der Regel den ganzen Zentralzylinder. Bei einigen kriechenden Rhizomen, besonders *Iris graminea*, *Iris pallida* und *Iris variegata*, ferner *Sansevieria carnea*, wird die Zylinderendodermis bloß auf der Unterseite ausgebildet. Auch das periphere Leitbündelgeflecht des Zentralzylinders ist bei diesen Rhizomen besonders auf der Unterseite entwickelt. Oberhalb der Tertiärendodermzellen der halbseitigen Endodermis liegen noch Primärendodermzellen, so daß der Übergang der Endodermis nach vorn zum

Meristem und nach oben zum Parenchymgewebe durch jüngere Entwicklungsstadien hindurch erfolgt. Bei *Tradescantia virginica* besteht die Zylinderendodermis aus halbkreisförmigen Bogen von Primärendodermzellen, die die peripheren Leitbündel umgeben. Wir haben hier eine Endodermis vor uns, die nur die Entwicklungsstadien 1 und 2 (S. 17) durchmacht. Zwischen den Endodermisbögen lassen sich nach Gravis (1898 S. 105) die nicht mit dem Casparyschen Streifen versehenen Embryonalendodermiszellen als kontinuierliche Reihe verfolgen; doch liegen nach meinen Beobachtungen diese Zellen so unregelmäßig, daß eine kontinuierliche Scheide hier nicht einwandfrei konstatiert werden kann. Nach Mangin (1882 S. 307) rühren die Unterbrechungsstellen der Zylinderendodermis bei *Tradescantia virginica* sowie bei *Luzula*, *Juncus* und *Acorus* von den Leitbündeln her, die die Zylinderendodermis durchsetzen, um in die Blätter einzutreten. Für einige Pflanzen werden in der Literatur mehrschichtige Zylinderendodermen angegeben, so eine zweischichtige für *Convallaria majalis*, eine mehrschichtige für *Narthecium ossifragum* (Guillaud 1878 S. 61), *Tofieldia paniculata* (Guillaud 1878 S. 59), *Uvularia flava* (Guillaud S. 60), *Lloydia serotina* (Guillaud 1878 S. 59), *Vanilla planifolia* (Mangin 1882 S. 257). Bei *Convallaria majalis* hat Arthur Meyer (1898 S. 32) nachgewiesen, daß bloß die innere der beiden fraglichen Zellschichten die Endodermis ist, während die äußere eine bloße Sklerenchymverstärkung ist und keine Korklamellen besitzt. Auf die „doppelte Endodermis" bei *Carex*- und *Luzula*-Arten komme ich im nächsten Abschnitt zu sprechen.

5. Die Leitbündelinterkuten. Während die aus Endodermzellen bestehende Zylinderendodermis bei den Achsen der Monokotyledonen eine Scheide des ganzen Zentralzylinders ist, kommen bei einzelnen Familien auch verkorkte Einzelscheiden vor, welche die einzelnen Gefäßbündel umgeben. Sie bestehen auffallenderweise niemals aus Endodermzellen, sondern stets aus Interkutiszellen. Sie kommen in Achsen und in Blättern vor.

Als Beispiel für Leitbündelinterkuten wähle ich *Carex arenaria*. Der unterirdische Ausläufer dieser Pflanze besitzt eine typische Zylinderendodermis, die sich schnell bis zum Tertiärzustand entwickelt. Wenn die Zellen der Endodermis Korklamellen auflagern, beginnen auch die im Zentralzylinder liegenden Gefäßbündel verkorkte Scheiden anzulegen, und zwar zunächst auf der dem Zentrum der Achse zugekehrten Seite (Fig. 15). Durch weiter fortschreitende Verkorkung werden diese Scheiden bald ganz umfassend und zugleich mehrschichtig. Die einzelnen Zellen der Scheide verdicken ihre Wände und verholzen die Verdickungsschichten. Da, wo die Leitbündel dicht unter der Zylinderendodermis verlaufen, bilden die sie umgebenden Leitbündelinterkuten durch ihre Vereinigung eine einzige mehrschichtige Scheide, die konzentrisch mit der Zylinderendodermis verläuft und die Gefäßbündel nach innen abschließt. Diese Interkutisscheiden haben die Gefäßbündel von *Carex arenaria* auf ihrer ganzen Länge, sowohl im Rhizom als auch im Blatt und in der oberirdischen Achse.

Leitbündelinterkuten im Rhizom fand ich weiter bei *Carex paniculata* [bei dieser Art treten die Suberinlamellen der Einzelscheiden vor denen der Gesamtendodermis auf], ferner bei *Elymus arenaria*, *Triticum repens*, *Luzula campestris* und *Luzula silvestris*. Bei den beiden letzteren Spezies hat schon Guillaud (1878 S. 63) diese Scheiden gesehen, der den durch die oben geschilderte Verschmelzung der Leitbündelinterkuten entstehenden inneren Zylinder verkorkter Zellen für eine zweite Endodermis hielt.

Wie schon gesagt, kommt nach meinen Untersuchungen in den Zellen der verkorkten Leitbündelscheiden kein Casparyscher Streifen vor; in der Literatur wird gleichfalls nichts darüber berichtet; wir nehmen also an, daß die verkorkten Leitbündelscheiden stets aus Interkutiszellen bestehen und der hypodermatischen Interkutis morphologisch an die Seite

zu stellen sind, nicht der Endodermis. Schwendener (1874 S. 17) gibt an, daß die Mestombündel der Cyperaceen und Juncaceen von einer „typischen Schutzscheide" umgeben sind; es stützt sich dieser Ausspruch aber nur darauf, daß die Membranen der konzentrierten Schwefelsäure widerstehen. Strasburger (1891 S. 336) spricht von einer Kutinisierung der Mittellamellen im Blatt von *Zea*, womit er jedenfalls wohl auch die Korklamellen meint.

Leitbündelinterkuten, die in den Blättern und den oberirdischen Achsen allein vorkommen, also nicht bis ins Rhizom hinuntergehen, sind verbreiteter. Sie finden sich bei *Carex leporina*, *Carex maxima*, *Carex vulpina*, *Heleocharis palustris*, *Luzula*-Arten, *Juncus diffusus*, *Juncus effusus*, *Juncus glaucus*, bei Gräsern, wie *Phragmites communis*, *Zea Mays*. Nach Schwendener, der die Blattbündelscheiden der Gräser genauer untersucht hat, kommen sie bei *Poa*, *Festuca*, *Avena*, *Stipa*, *Hordeum* u. a. vor (1890 S. 171). Bei *Juncus* und den Gräsern bilden die verdickten Interkutiszellen der Leitbündelscheiden die innerste Schicht eines dicken Sklerenchymstrangs, in dessen Innerem das Leitbündel liegt. Die Leitbündelinterkuten werden in der wachsenden Zone des Blattes bei *Juncus* zunächst innen angelegt, so daß das Leitbündel anfangs mit dem Assimilationsparenchym in Verbindung bleibt. Blattbündelscheiden aus Interkutiszellen kommen ferner bei Bromeliaceen vor: *Bromelia humilis*, *Caraguata linguata*, *Nidularium purpureum*.

6. Achsentypen. Nach der Ausbildung der verkorkten Scheiden lassen sich auf Grund des Mitgeteilten für die Achsen der Monokotyledonen folgende Typen aufstellen:

Typus 1. Es fehlen Periderm, Interkutis, Zylinderendodermis und Leitbündelinterkuten: Von oberirdischen Achsen gehören hierher die Stengel und Blütenschäfte fast aller bodenbewohnenden Monokotyledonen und die Achsen der meisten Epiphyten; von unterirdischen oder im Wasser befindlichen Achsen: die meisten Wiesen- und Getreidegräser; viele Zwiebelpflanzen, wie *Amaryllis candida*, *Fritillaria imperialis*, *Fritillaria Meleagris*, *Gladiolus ganadavensis*, *Ornithogalum nutans*, *Muscari racemosum*, *Scilla festalis*, *Tulipa Gesneriana;* ferner noch *Calla palustris*, *Crocus vernus*, *Philodendron Rudgeanum* (van Tieghem 1866 S. 112), *Polygonatum latifolium*, *Polygonatum multiflorum*, *Polygonatum officinale*, *Stratiotes aloides*.

Typus 2. Nur Periderm: von unterirdischen oder im Wasser befindlichen Achsen: viele Aroideen, darunter *Alocasia odorata* (van Tieghem 1866 S. 92), *Arum italicum*, *Arum maculatum*, *Dieffenbachia picta* (van Tieghem 1866 S. 126), *Homalonema rubescens* (van Tieghem 1866 S. 120), *Peltandra virginica*, *Philodendron hastatum* (van Tieghem 1866 S. 112), *Sauromatum guttatum*, *Syagonium auritum* (van Tieghem 1866 S. 109), *Yucca* (vergl. S. 14).

Typus 3. Nur Interkutis: Ist mir nicht bekannt.

Typus 4. Nur Primärendodermis: von unterirdischen oder im Wasser befindlichen Achsen: einige Zingiberaceen, wie *Alpinia nutans*, *Alpinia officinarum* (Arthur Meyer 1898, II S. 73), *Colocasia antiquorum;* ferner einige Wasserpflanzen: *Elodea canadensis*, *Pontederia speciosa*, Arten von *Potamogeton*.

Typus 5. Periderm, Primärendodermis: unterirdische Achsen: einige offizinelle Zingiberaceen: *Curcuma longa* (A. Meyer 1898, II S. 59), *Curcuma Zedoaria* (A. Meyer, II S. 63), *Elettaria Cardamomum*, *Zingiber officinale;* außerdem *Tradescantia virginica*.

Typus 6. Interkutis, Primärendodermis: Ein hierher gehörender Fall ist mir nicht bekannt geworden.

Typus 7. Nur Tertiärendodermis: von oberirdischen Achsen *Medeola asparagoides, Scindapsus pictus, Vanilla planifolia.* Die beiden letzten sind kletternde Epiphyten. Von unterirdischen oder im Wasser befindlichen Achsen: *Acorus Calamus, Alisma Plantago, Aspidistra elatior, Convallaria majalis, Epipactis latifolia, Hydrocharis morsus ranae, Juncus diffusus, Juncus effusus, Juncus glaucus, Ophiopogon japonicus, Papyrus antiquorum, Ruscus aculeatus, Smilax China* (A. Meyer 1898, II S. 31), *Sparganium ramosum, Streptopus bistortus, Tofieldia calcyculata, Uvularia grandiflora.*

Typus 8. Periderm, Tertiärendodermis: unterirdische Achsen: *Funkia Sieboldtiana, Hemerocallis fulva, Sansevieria carnea.*

Typus 9. Interkutis, Tertiärendodermis: unterirdische Achsen: *Allium fallax, Allium Schoenoprasum, Asparagus officinalis, Carex vulpina, Carex leporina, Heleocharis palustris, Iris graminea, Iris Pseud-Acorus, Iris sibirica, Paris quadrifolia, Smilacina stellata, Streptopus bistortus, Typha angustifolia, Veratrum album, Veratrum nigrum.*

Typus 10. Tertiärendodermis und Leitbündelinterkuten: die unterirdische Achse von *Elymus arenaria.*

Typus 11. Periderm, Tertiärendodermis, Leitbündelinterkuten: Dieser Fall kommt meines Wissens nicht vor.

Typus 12. Interkutis, Tertiärendodermis, Leitbündelinterkuten: die Rhizome von *Carex arenaria, Carex paniculata, Triticum repens.*

Viertes Kapitel.

Die Stärkescheide und die oberirdische Achse.

Die oberirdische Achse der Monokotyledonen ist in bezug auf die Ausbildung verkorkter Gewebe von der unterirdischen Achse sehr verschieden. Endodermen treten nur ausnahmsweise auf, und zwar fand ich sie bei *Medeola asparagoides, Scindapsus pictus* und *Vanilla planifolia;* Leitbündelinterkuten finden sich bei Gramineen, Cyperaceen und Juncaceen. Die oberirdischen Achsen aller Monokotyledonen mit Ausnahme der ebengenannten besitzen weder Zylinderendodermis, noch Interkutis, noch Leitbündelinterkuten; auch fehlt eine regelmäßige Peridermbildung. An Stelle der Zylinderendodermis soll bei manchen Monokotyledonen in der oberirdischen Achse eine Stärkescheide auftreten. Wir wollen im folgenden untersuchen, was in der Literatur unter Stärkescheide verstanden wird, und vorzüglich, in welcher Beziehung sie zur Zylinderendodermis steht.

Im Jahre 1876 führte Sachs (1876 S. 194) für eine Zellschicht, die „die Gefäßbündel in Stammteilen, Blattstielen und Blattnerven begleitet, sie ganz oder teilweise umgibt und sich dadurch auszeichnet, daß sie mit seltenen Ausnahmen immer mit Stärkekörnern mehr oder weniger erfüllt ist", den Namen Stärkeschicht oder Stärkescheide ein. Er hebt ferner als Charakteristikum der Stärkescheide hervor, daß sie stets nur aus einer einzigen Zelllage gebildet ist. Von späteren Autoren ist für viele Pflanzen eine Stärkescheide angegeben worden. So sagt Heine (1885 S. 189), daß sie bei den meisten Monokotyledonen und Dikotylen vorkomme. In neuester Zeit hat die Stärkescheide ein

größeres Interesse gewonnen, indem sie von Haberlandt (1900 S. 262) als Perzeptionsorgan der oberirdischen Achsen für den Schwerkraftreiz angesprochen wird. Allerdings werden dabei die anatomischen Charaktere wenig berücksichtigt; es wird nur darauf gesehen, ob die fraglichen Zellen leicht bewegliche Stärkekörner enthalten. Ich habe nun verschiedene Monokotyledonen, besonders die aus der Zusammenstellung von Schoute (1903 S. 101 ff.), auf ihre Stärkescheide untersucht und werde zunächst einige besprechen, denen man eine typische Stärkescheide zuerkennen kann.

Dioscorea Batatas besitzt in der unterirdischen Achse keine Zylinderendodermis. Die oberirdische Achse zeigt, wie es in der Regel bei den Monokotyledonen der Fall ist, einen starken Sklerenchymhohlzylinder, der die äußeren Partien des sehr umfangreichen Zentralzylinders einnimmt (Außenscheide Falkenbergs). Die an diesen Sklerenchymmantel nach außen angrenzende innerste Rindenschicht ist in den jüngeren Teilen des Stengels, von etwa $1^1/_2$ cm bis etwa 40 cm Spitzenabstand, als deutliche, einschichtige Stärkescheide entwickelt und zeigt, wie der Sklerenchymzylinder, eine glatte, kreisförmige Kontur (Fig. 16). Das dünne Rindengewebe ist chlorophyllführend und bedeutend stärkeärmer als die Stärkescheide. Die Zellen der Stärkescheide sind, wie Sachs (1876 S. 196) angibt, kleiner als die der übrigen Rinde. Eine Regelmäßigkeit im Auftreten der Stärkescheide, die man dem ersten Auftreten des Casparyschen Streifens über den Leitbündeln vergleichen könnte, habe ich bei dieser Form nicht beobachtet. Ganz ähnliche Verhältnisse zeigt *Tamus communis*. Auch bei *Muscari comosum* (Haberlandt 1900 S. 263), *Ornithogalum pyrenaïcum* (Haberlandt 1900 S. 264), *Smilacina stellata*, *Tradescantia elata*, *Tradescantia fugax* und *Vanilla planifolia* (Morot 1885, Taf. 10, Fig. 10) kommt nach meinen Beobachtungen eine distinkte einschichtige Stärkescheide vor. Bei *Tradescantia fugax* konnte ich auch feststellen, daß die Stärke am längsten in den Zellen der Scheide vorhanden ist, die über einem peripheren Leitbündel liegen.

Während wir bei den erwähnten Pflanzen Scheiden vor uns haben, die den Kriterien einer Sachsschen Stärkescheide genügen, ist dies nicht der Fall bei andern Monokotyledonen, denen eine Stärkescheide zugeschrieben wurde. Diese Formen, sowie nach meinen Untersuchungen die meisten Monokotyledonen, besitzen Stärkeanhäufungen um den Zentralzylinder oder um einzelne Gefäßbündel herum, die ein- bis mehrschichtig sind, zuweilen unterbrochen sind, auch mehr oder weniger in das Parenchym des Zentralzylinders oder der Rinde übergreifen, usw. *Smilax* hat z. B. von 1—2 cm Spitzenabstand an bis 20—25 cm Spitzenabstand einen als Stärkescheide gedeuteten Gewebekomplex (Fig. 17). Diese „Stärkescheide" besteht aus halbkreisförmigen Einzelscheiden um die peripheren Leitbündel des Zentralzylinders, verbunden durch tangential verlaufende Streifen mit Stärke erfüllter Zellen. Es fehlen hier die wichtigen Merkmale der Einschichtigkeit und der Kontinuität. An der Spitze des Sprosses liegt bei *Smilax* die Stärke meist im Gewebe des Zentralzylinders. Ähnliche Verhältnisse wie *Smilax* zeigt *Hemerocallis fulva*. *Hordeum vulgare* besaß niemals und nirgends eine Stärkescheide, während Schoute (1903 S. 102) dieser Pflanze eine solche zuschreibt. Die Stärke liegt bei den jungen Pflanzen von *Hordeum vulgare* überall im Parenchymgewebe in größerer Menge, während die stärkefreien Leitbündel scharf dagegen abgegrenzt sind. Starke Anhäufungen von Stärke (Stärkesicheln Haberlandts) sind auf der Innenseite der Leitbündel von *Hordeum*, besonders in den Blattknoten, vorhanden. Ähnlich wie *Hordeum* verhalten sich *Phragmites communis*, *Arundinaria japonica*, *Zea Mays*, *Bromus inermis*, *Secale cereale* und, wie ich vermute, überhaupt die Gräser. Es ist ja auch hier keine Stärkescheide zu erwarten, da das Rindengewebe kaum entwickelt ist. Die Stärkeschicht, die Sachs (1876 S. 194) für das hypokotyle Glied von *Zea Mays* angibt, ist nicht einschichtig,

sondern mindestens zweischichtig. Im apikalen Teil der Winterknospe (Schoute 1903 S. 103) von *Convallaria majalis* fand ich wohl viel Stärke im ganzen Gewebe, aber keine Andeutung von einer Stärkescheide. Ebenfalls konnte ich keine Stärkescheide finden in den oberirdischen Achsen von *Anthericum Liliago*, *Coelogyne fimbriata*, *Iris pallida*, *Paris quadrifolia*, *Pontederia montevidensis*, *Streptopus roseus* [bei diesen ist im Rhizom eine Zylinderendodermis vorhanden], *Arum italicum*, *Polygonatum latifolium*, *Polygonatum multiflorum*, *Polygonatum officinale* und *Trillium sessile* [ohne Zylinderendodermis im Rhizom]. Bei *Uvularia grandiflora* ist die oberirdische Achse ebenso wie die ganze Pflanze mit großen Stärkekörnern dicht erfüllt, so daß hier sich keine Stärkescheide abzeichnen kann. Bei *Ruscus aculeatus* fand ich bei mehreren untersuchten Pflanzen wohl in einigen der innersten Rindenzellen größere Stärkemengen, aber es war keine kontinuierliche Scheide zu konstatieren. *Tradescantia virginica* (Haberlandt 1900 S. 266) hat im Stengelknoten größere Stärkeanhäufungen, von einer Stärkescheide kann aber nicht die Rede sein. Gravis gibt in seiner Monographie über *Tradescantia virginica* (1898) gleichfalls keine Stärkescheide für diese Pflanze an. Epiphytische Orchideen und Araceen, die ich untersuchte, wie *Coelogyne fimbriata*, *Dendrobium chrysanthum*, *Sarcanthus rostratus*, *Scindapsus pictus*, besitzen in ihren Achsen keine Stärkescheiden; nur *Vanilla planifolia* weist, wie oben gesagt, eine solche auf. Wasserpflanzen wie *Elodea canadensis* und *Potamogeton decipiens* speichern in ihren sämtlichen Zellen, auch den Endodermiszellen, große Mengen von Stärke auf; eine Stärkescheide ist auch hier nicht zu erkennen. *Pontederia speciosa (azurea)* hat in den Ausläufern Anhäufungen von Stärke um den Zentralzylinder herum, ohne daß es zur Ausbildung einer distinkten Scheide kommt.

Auch in der Literatur finden sich verschiedene Angaben, aus denen man ersehen kann, daß die sogenannte Stärkescheide häufig mehrschichtig und nicht distinkt ist. In seiner Arbeit über die Aroideen (1866) gibt van Tieghem für *Alocasia odorata* (S. 98) Leitbündelstärkescheiden an, die nicht einschichtig sind. Bei *Xanthosoma violaceum* und *Dracunculus* findet er zweischichtige Leitbündelstärkescheiden; für *Syagonium auritum* gibt er Stärkeanhäufungen um die Leitbündel an. Mangin (1882) schreibt: „Die Zellen, die an der Bildung der Rinde teilnehmen, enthalten Stärkekörner. Diese Körner erfüllen die Zellen vollständig oder sind auf die inneren oder oberen Seiten (im Längsschnitt) lokalisiert. Ihr Durchmesser ist um so kleiner, je weiter man ins Innere vordringt. Andrerseits enthalten die Zellen, die die periphere Schicht des Zentralkörpers bilden, nie Stärke." Für *Aletris fragrans* zeichnet er (Pl. 16, Fig. 70, S. 340) eine Stärkescheide, die unregelmäßig und keine kontinuierliche, einschichtige Scheide ist. In neuerer Zeit gibt Schröder (1904 S. 272) an, daß eine mehrschichtige Stärkescheide sehr häufig bei Monokotyledonen vorkommt, z. B. bei *Iris germanica*. Eberhard (1900) gibt für Commelinaceen (S. 11) eine „meist wenig typisch ausgebildete" Stärkescheide an, speziell für *Dichorisandra undulata* (S. 14), *Tradescantia crassula* (S. 25); eine Stärkescheide tritt nach ihm deutlich hervor bei *Dichorisandra thyrsiflora*; ihre Zellen sind radial etwas gestreckt

Was uns in der vorliegenden Arbeit an der Stärkescheide interessiert, ist, wie gesagt, hauptsächlich die Frage nach der Verwandtschaft mit der Zylinderendodermis. Schon Sachs (1876 S. 196) hatte darauf hingewiesen, daß die Stärkescheide vielleicht mit der Schutzscheide Casparys identisch sei. Wollen wir untersuchen, ob diese Vermutung von Sachs richtig ist, so können wir natürlich nur die einschichtigen Stärkescheiden ins Auge fassen, da die Endodermis eben stets nur einschichtig ist und mehrschichtige oder unregelmäßige Scheiden schon grob morphologisch durchaus von der Zylinderendodermis verschieden sind. Wir bezeichnen auch nur die distinkten, einschichtigen Scheiden als Stärkescheiden, während wir die andern Vorkommnisse von vornherein nur als durch Anhäufung von Stärke an der

Rindengrenze entstanden denken; sie sind keine besonderen morphologisch oder physiologisch abgegrenzten Zellschichten. Aus meinen Untersuchungen der oben angeführten Monokotyledonen mit Zylinderendodermis im Rhizom ergibt sich folgendes über die Beziehung zwischen Zylinderendodermis und Stärkescheide. Diese Spezies besitzen alle in der oberirdischen Achse einen Zentralzylinder, dessen peripheres Gewebe aus Sklerenchym besteht, das sich bis in das Rhizom erstreckt. An diesen Sklerenchymzylinder schließt sich nach außen dicht die Zylinderendodermis an. Verfolgt man diese Endodermis an der Übergangsstelle zwischen Rhizom und oberirdischer Achse, so findet man keine distinkte Stärkescheide als Fortsetzung der Zylinderendodermis, sondern außerhalb des Sklerenchymzylinders liegen gewöhnliche Parenchymzellen. Dasselbe ist der Fall im weiteren Verlauf der oberirdischen Achse. Erst ganz oben füllen sich die dem Sklerenchymzylinder anliegenden Zellen der innersten Rinde mit Stärke. Diese Stärkeansammlung ist aber nur in einigen Fällen (*Dioscorea Batatas, Ornithogalum nutans, Smilacina stellata, Muscari comosum, Tamus communis, Tradescantia elata, Tradescantia fugax, Vanilla planifolia*) auf die der Zylinderendodermis entsprechende innerste Rindenschicht beschränkt. Die am häufigsten vorkommenden scheinbaren Stärkescheiden haben in der Regel nur nach innen zu eine glatte Kontur, indem sie sich an den mehr oder weniger ausgebildeten Sklerenchymzylinder anlegen. Bei den wenigen Monokotyledonen, die eine Endodermis in der oberirdischen Achse besitzen (*Medeola asparagoides, Scindapsus pictus*) schließt sich keine Stärkescheide nach oben an. Bei den im Wasser befindlichen Achsen mit Zylinderendodermis (*Elodea, Potamogeton*) ist keine Stärkescheide zu erkennen, weil das gesamte Gewebe dieser Achsen mit Stärke erfüllt ist. Diese Formen können also gleichfalls nicht dazu dienen, die Kontinuität von Zylinderendodermis und Stärkescheide nachzuweisen. In den meisten Fällen sind die sogenannten Stärkescheiden also sicher nichts weiter als Parenchymgewebe, welches mit Stärke erfüllt ist, die ihren Weg nach dem Leitbündel hin genommen hat oder von dort gekommen ist. Ob die wenigen distinkten Stärkescheiden, die ich gefunden habe, mit der Zylinderendodermis etwas zu tun haben, konnte ich so nicht mit völliger Sicherheit entscheiden.

Es war nun noch die Frage zu prüfen, ob die Zellen der Stärkescheide oder der sonstigen innersten Rindenschicht in der oberirdischen Achse, außer ihrem Stärkegehalt, der ja wechselt, konstante anatomische Merkmale zeigen, die sie von den übrigen Parenchymzellen unterscheiden. Es ist schon von Sachs (1876 S. 196) und Heine (1885 S. 189) angegeben worden, sie seien kleiner als die übrigen Rindenzellen und schlössen ohne Intercellularen aneinander und besonders an den Sklerenchymzylinder an. Beides trifft häufig, aber nicht immer zu; ferner gilt es nicht für die innerste Zellschicht der Rinde allein, sondern auch für die angrenzenden Parenchymzellen. Intercellularen zwischen Stärkescheide und Sklerenchymzylinder in größerer Anzahl habe ich z. B. gefunden bei *Dioscorea Batatas* und *Smilax*. Fischer (1900 S. 10) gibt gleichfalls an, daß hier Intercellularen ebenso vorkommen wie in der übrigen Rinde. Die Membran der fraglichen Zellen zeigt eine Zellulosereaktion, ihr Protoplast ist normal. Also auch hiernach ist kein Kriterium dafür vorhanden, daß wir es in den wenigen Fällen der einschichtigen stärkeführenden Scheide mit einer wirklichen distinkten Zellschicht zu tun haben.

Die physiologische Bedeutung der Stärkescheide ist noch nicht genügend geklärt. Sachs (1876 S. 198) hielt sie für die Leitungsbahn der Stärke. Dies hat Heine (1885 S. 191) experimentell widerlegt. Er glaubt, daß die Stärkescheide das Material für den Aufbau des Sklerenchymzylinders enthält, denn die Stärkescheide führt da Stärke, wo der Sklerenchymzylinder noch in der Ausbildung begriffen ist, während die Stärke verschwindet, wenn er vollständig ausgebildet ist. Dieser Grund kann aber, wie Haberlandt (1900 S. 263) anführt,

für solche Pflanzen nicht zutreffen, die keinen Sklerenchymzylinder besitzen, wohl aber eine Stärkescheide (*Phascolus vulgaris*, *Astragalus*). Ob die Ansicht Haberlandts, die Funktion der Stärkescheide sei die Perzeption des Schwerkraftreizes, richtig ist, müssen weitere Untersuchungen zeigen; die Hauptfunktion muß jedenfalls eine andere sein und mit der Ernährungsphysiologie zusammenhängen.

Fünftes Kapitel.

Biologisches.

Als heuristisches Prinzip diente in dieser Arbeit wieder die Ansicht von Prof. Meyer über die Funktion verkorkter Lamellen. Sie findet sich ausgesprochen bei Kroemer (1903 S. 128) und Rumpf (1904 S. 2). Ich will sie gleich an einem Beispiel, dem Rhizom von *Convallaria majalis* erläutern. Das Rhizom ist das Verbindungsglied zwischen Blatt und Wurzel. Es fließt in ihm Bodenwasser, das aus den Wurzeln kommt, in den Gefäßen aufwärts, gleichzeitig fließen die Produkte der Assimilation aus den Blättern abwärts. Neben dieser Nährstoffleitung dient dann das Rhizom, vornehmlich das Rindengewebe zur Speicherung der Nährstoffe. Betrachten wir nun die Ausbildung der Zylinderendodermis bei der Entwicklung des Rhizoms. In der Nähe des von Blättern eingeschlossenen Vegetationspunktes sind die jungen Zellen des Rhizoms von Plasma dicht erfüllt; sie sind jedenfalls in der Lage, den Säfteverkehr zu regulieren, der hier ja auch noch keine geregelten Bahnen einschlägt, sondern nur den wachsenden Zellen Nährstoffe je nach Bedarf zuführt. Mit dem Älterwerden des Rhizoms verändert sich dies etwas, es tritt eine Sonderung des Gewebes ein in Rinde, die mehr der Speicherung und Verarbeitung der Nährstoffe dient, und Zentralzylinder, der hauptsächlich zum Transport derselben bestimmt ist. Hierbei erhalten die Zellen, die an der Grenze beider Regionen liegen, eine bedeutungsvolle Aufgabe, nämlich den Nährstoffverkehr zwischen beiden Regionen zu regeln. Es bildet sich in ihnen zunächst der Caspary sche Streifen aus, der den Zweck hat, die Wanderung gelöster Stoffe durch die Radialwände zu verhindern, so daß der Protoplast in der Lage ist, den Durchtritt zu regeln, da jetzt alle Nährstoffe durch das Lumen der Zelle hindurch müssen. Der Protoplast ist übrigens mit dem Casparyschen Streifen eng verbunden, so daß jetzt, im Primärstadium der Zylinderendodermis keine Lücke in der Rindengrenze vorhanden ist, durch die Nährstoffe mit Umgehen der regulierenden Arbeit der Protoplasten hindurchtreten können. In etwas älteren Rhizominternodien wird dem Protoplasten, der beim Größerwerden der Zelle nur einen immer dünner werdenden Wandbeleg bildet, die Aufgabe zu schwer, er lagert eine Suberinlamelle ein, die anscheinend den Durchtritt von Wasser nicht wesentlich erschwert, wohl aber gelösten Salzen das Durchtreten schwierig macht, so daß der Protoplast den Nährstoffverkehr, der an diesem Teil des Rhizoms nicht mehr so stark ist, leichter regulieren kann. Zuletzt kommt es darauf an, und zwar an den älteren Internodien, die ihr Wachstum beendet haben, den Austritt nach der Rinde fast völlig zu verhindern. Daher wird die Zylinderendodermis des Rhizoms ungefähr da, wo die lebenden Blätter aufhören und die Wurzeln beginnen, vollständig geschlossen, weil von hier an das Rhizom nichts mehr an die Rinde abgeben will. Die später in den Endodermiszellen aufgelagerten Tertiärverdickungen haben wohl nur (Rumpf 1904 S. 3) mechanische Bedeutung.

Vergleichen wir nun diese Verhältnisse mit denen anderer Rhizome, wie sie in den Typen auf S. 21 dargestellt sind, so müssen wir zunächst berücksichtigen, daß die Zylinderendodermis verschieden ausgebildet sein kann. Wo die Endodermis ganz fehlt oder nur im Primärzustand vorhanden ist (Typus 1—6), bedeutet das nur eine schwache Abgrenzung der Rinde. Dieser Fall findet sich bei dicken, kurzen, eventuell stärkereichen Rhizomen (Aroideen, Zwiebeln), auch bei den unterirdischen Achsen der einjährigen Gräser. Sekundär- und Tertiärendodermen (Typus 7—12) finden wir dagegen bei Rhizomen, die gestreckt sind und deren Zentralzylinder auch zur Leitung der Nährstoffe auf größere Strecken dienen.

Während die Endodermis besonders die Aufgabe hat, Nährstoffen den Austritt aus dem Zentralzylinder in die Rinde zu erschweren und infolgedessen, wie oben gesagt, die Ausbildung der Endodermis davon abhängt, ob der Zentralzylinder auf größere Strecken zur Leitung benutzt wird, wird die Ausbildung der die Rinde nach außen abgrenzenden Schichten durch das Medium beeinflußt, in dem sich das Rhizom befindet. Das hierbei in Betracht kommende Periderm hat vor der Interkutis den Vorzug, daß es mit größerer Leichtigkeit je nach Bedarf beliebige Dicke erreichen kann. Es hat nach der Ansicht von Prof. Meyer die Aufgabe, dem Wasser überhaupt den Durchtritt zu verwehren und nebenher seines Luftgehaltes wegen vielleicht gegen Wärmeverlust zu schützen. Peridermbildung findet sich mit Vorliebe an dicken, fleischigen, knollenartig ausgebildeten Achsen, die im Feuchten wachsen (z. B. bei Aroideen, Zingiberaceen). Interkuten finden sich wiederum häufiger bei Rhizomen, die in die Länge gestreckt sind und sich schon von vornherein in wirksamer Weise gegen das Austreten von Nährstoffen in das umgebende Substrat schützen müssen. Vielen Rhizomen, die weder Interkutis noch Periderm besitzen, gewähren die metakutisierten Basen der abgestorbenen Blätter hinreichenden Schutz. Die stärkste Ausbildung verkorkter Gewebe finden wir bei solchen Monokotyledonen, deren Substrat sehr großen Feuchtigkeitsschwankungen unterliegt, z. B. den im Dünensand wachsenden *Carex arenaria* und *Elymus arenarius*, ferner *Carex paniculata*. Hier kommen zu der früh verkorkenden Zylinderendodermis und der Interkutis noch verkorkte Leitbündelscheiden hinzu, deren Aufgabe es wohl ist, den Nährstoffverkehr durchaus auf die Leitbündel zu beschränken und nichts in das wenig speichernde Parenchymgewebe des Zentralzylinders und der Rinde übertreten zu lassen. Bei *Elymus arenarius* geht überdies die Rinde sehr bald verloren, so daß ein intensiverer Schutz der Leitungsbahnen geboten erscheint. Natürlich werden die Erklärungen nach dieser Hypothese nur in erster Annäherung zutreffend sein, da uns ja nicht bekannt ist, an welche Medien die betreffenden Spezies im Laufe ihrer phylogenetischen Entwicklung angepaßt waren, und wie weit eine Übersiedelung auf einen neuartigen Wohnort in jüngerer Zeit stattgefunden hat.

Literaturverzeichnis.

de Bary, A., Vergleichende Anatomie der Vegetationsorgane. Leipzig 1877.
Belli, S., Endoderma e periciclo nel G. Trifolium in rapporta colla teoria de la stelia di v. Tieghem et Douliot. Memorie della Reale Academia delle Scienze di Torino, Serie seconda. T. 46. 1896.
Braun, Al., Das Individuum der Pflanze im Verhältnis zur Spezies. Berlin 1853.
— Über die Erscheinung der Verjüngung in der Natur. Leipzig 1851.
Brenner, W., Über die Luftwurzeln von *Avicennia tomentosa*. Ber. d. d. bot. Ges. Bd. 20. 1902.
Bucherer, E., Beiträge zur Morphologie und Anatomie der Dioscoraceen. Bibl. bot. Heft 16. 1889.
Caspary, R., Die Hydrilleen. Jahrb. f. wiss. Bot. I. Bd. S. 377. 1858.

Caspary, R., Bemerkungen über die Schutzscheide und die Bildung des Stammes und der Wurzel. Jahrb. f. wiss. Bot. IV. Bd. **1865—66**. S. 101.

Celakowsky, L. I., Die Berindung des Stengels durch die Blattbasen. Flora Bd. 90. **1902**, auch Bot. Zentralbl. Bd. 42. **1903**.

Cerulli-Irelli, Contribuzione allo studio della struttura del radice nelle Monocotiledoni Annuario del R. Ist. botan. di Roma. Vol. V. Milano **1892—94**. p. 41—44. (Ref. in Justs Jahresber. 1894. S. 448.)

Chrysler, M. A., The development of the central-cylinder of Araceae and Liliaceae (Bot. Gaz. Vol. 38. N. 3. p. 161—185. **1904**.

Czapek, F., Weitere Beiträge zur Kenntnis der geotropischen Reizbewegung. Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. 32.

Dalitzsch, Beiträge zur Kenntnis der Blattanatomie der Aroideen. Bot. Zentralbl. 25. **1886**. p. 153.

Dauphine, A., Sur les modifications anatomiques qui se produisent au cours de l'évolution de certains rhizomes. C. R. Acad. Sc. Paris. C. 39. N. 23. **1904**. p. 991.

Dehnecke, Über nicht assimilierende Chlorophyllkörner. Diss. Bonn. Auch Ref. in Bot. Zeit. 1880.

Devaux, H., La lignification des parois cellulaires dans les tissus blessés. Actes Soc. Linn. Bordeaux. Série 6. Tome VIII.

Eberhard, C., Beiträge zur Anatomie und Entwicklung der Commelinaceen (Diss. Göttingen). Hannover **1900**.

Erikson, Studier öfver hydrofila växter (Bot. Not. 1895. p. 154—165. Lund. **1895**. Ref. in Justs Jahresber. 1895. S. 282.

Franck, A. B., Die Krankheiten der Pflanzen. Breslau **1880**.

Falkenberg, P., Vergleichende Untersuchungen über den Bau der Vegetationsorgane der Monokotyledonen. Stuttgart **1876**.

Fischer, H., Das Pericykel in den freien Stengelorganen. Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. 35. **1900**. pag. 1.

Friedenfeld, Studien über die Wurzeln krautartiger Pflanzen. Flora Bd. 91. **1902**.

Futterer, W., Beiträge zur Anatomie und Entwicklungsgeschichte der Zingiberaceen. Diss. Heidelberg **1896**. Auch Bot. Zentralbl. **1896**. Bd. 68. S. 241.

Gérard, R., Passage de la racine à la tige. Ann. des sc. nat. VI. série. Tome 11. **1880**. S. 279.

Gilson, E., La subérine et les cellules du liège. La cellule. Tome VI. **1890**. S. 63. Ref. Bot. Zentralbl. 1891.

Göbel, R., Organographie der Pflanzen. Jena **1901**.

Gravis, A., Recherches anatomiques et physiologiques sur le Tradescantia virginica. **1898**.

Grönland, Beitrag zur Kenntnis der *Zostera*. Bot. Zeit. **1851**. pag. 185.

Guillaud, H., Recherches sur l'anatomie comparée et le développement des tissus de la tige dans les Monocotylédones. Ann. d. sc. nat. Bot. 6. série T. 5. **1878**.

Güntz, Über die anatomische Struktur der Gramineenblätter. Diss. Leipzig **1886**.

Haberlandt, G., Physiologische Pflanzenanatomie. III. Aufl. Leipzig **1904**.

— Über die Perzeption des geotropischen Reizes. Ber. d. d. bot. Ges. Bd. 18. **1900**. p. 261.

— Sinnesorgane im Pflanzenreich. Leipzig **1901**. p. 142.

– Über die Statolithenfunktion der Stärkekörner. Ber. d. d. Bot. Ges. Bd. 20. **1902**. p. 189.

— Zur Statolithentheorie des Geotropismus. Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. 38. **1903**. S. 447.

— Bemerkungen zur Statolithentheorie. Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. 42. **1905**. S. 321.

Hausen, E., Über Morphologie und Anatomie der Aloineen. Diss. Heidelberg **1900**.

Heine, H., Über die physiologische Funktion der Stärkescheide. Ber. d. d. bot. Ges. Bd. 3. **1885**. S. 189.

Hering, Zur Anatomie der monopodialen Orchideen. Bot. Zentralbl. Bd. 84. **1900**.

v. Höhnel, Fr., Über den Kork und verkorkte Gewebe überhaupt. Sitz.-Ber. der k. Ak. z. Wien. Math.-Naturw. Kl. 76. Bd. I. Abt. **1877**. S. 507.

Hohnfeldt, Über das Vorkommen und die Verteilung der Spaltöffnungen auf unterirdischen Pflanzenteilen. Diss. Königsberg. **1880**.

Holm, Some new anatomical characters for Gramineae. Beih. z. Bot. Zentralbl. **1901**. Bd. 11. p. 101.

Janczewsky, Ed. de, Recherches sur l'accroissement terminal des racines. Ann. des sc. nat. 5. série. Bd. 20. **1874**. p. 62.

Jeffrey, E. C., The morphologie of the central cylinder in vascular plants. Rep. B. A. A. S. **1897**.

— The morphology of the central cylinder in the angiosperms. Trans. Can. Inst. 6. **1900**.

Jost, Die Perzeption des Schwerereizes in der Pflanze. Biol. Zentralbl. Bd. 22. **1902**. S. 161.

Jörgensen, Alfr., Über haubenlose Wurzeln. Bot. Zentralbl. **1880**. S. 635.

Irmisch, Th., Beiträge zur vergleichenden Morphologie der Pflanzen. 3. Abt. Halle **1856**.
— Zur Morphologie der monokotylischen Knollen- und Zwiebelgewächse. Berlin **1850**.
Karsten, Die Vegetationsorgane der Palmen. Berl. Akad. d. Wiss. **1847**. p. 73—235.
Kexel, Anatomie der Typhaceen und Sparganiaceen. Ref. Bot. Zentralbl. **1898**. Bd. 75. p. 310.
Kraemer, H., Viola tricolor in morphologischer, anatomischer und biologischer Beziehung. Diss. Marburg **1897**.
Kroemer, K., Wurzelhaut, Hypodermis und Endodermis der Angiospermenwurzel. Diss. Marburg **1903**. Mit Tafeln erschienen als Heft 59 der Bibl. bot. **1903**.
Kügler, K., Über das Suberin. Diss. Halle. **1884**.
Laux, Ein Beitrag zur Kenntnis der Leitbündel im Rhizom monokotyler Pflanzen. Diss. Berlin **1887**.
Lindinger, Zur Anatomie und Biologie der Monokotyledonenwurzel. Beih. z. Bot. Zentralbl. Bd. 9. S. 321. **1905**.
Mangin, L., Origine et insertion des racines adventives et modifications correlatives de la tige chez les Monokotylédones. Ann. des sc. nat. Bot. 6. série. T. 14. **1882**. S. 216.
Mäule, C., Über das Verhalten verholzter Membranen gegen Kaliumpermanganat. Eine Holzreaktion neuer Art. Habil.-Schrift. Stuttgart **1901**.
Meinecke, Beiträge zur Anatomie der Lichtwurzeln der Orchideen. Flora **1894**. Bd. 78. p. 133—203.
Meyer, Arth., Wissenschaftliche Drogenkunde. **1891**.
— Erstes mikroskopisches Praktikum. Jena **1898**.
— Über die Rhizome der offizinellen Zingiberaceen. Archiv d. Pharm. **1881** II. Bd. 28. S. 401.
— Über *Smilax China* und die Sarsaparillwurzel. Arch. d. Pharm. **1881**. Bd. 18. S. 272.
— Über *Veratrum album* und *Veratrum nigrum*. Arch. d. Pharm. Bd. 20. 3. Reihe. **1882**.
Naphtolblau als Reagens auf Bakterienfett. Bakteriol. Zentralbl. 1. Abt. Bd. 34. **1903**.
— Über die Methoden zur Nachweisung der Plasmaverbindungen. Ber. d. d. bot. Ges. Bd. 15. **1897**.
Mohl, H. von, Über den Bau des Palmenstammes. Vermischte Schriften. **1845**. p. 129—185.
Morot, Recherches sur le péricycle ou couche périphérique du cylindre central chez les Phanérogames. Ann. d. sc. nat. Bot. 6. série. T. 20. **1885**. S. 217.
Müller, C., Der Bau der Ausläufer von *Sagittaria sagittifolia*. Sitzungsber. d. Gesellsch. naturforsch. Freunde. Berlin **1884**.
Nemec, Die reizleitenden Strukturen bei den Pflanzen. Biol. Zentralbl. XX. **1900**. S. 369.
— Über die Art der Wahrnehmung des Schwerkraftreizes bei den Pflanzen. Ber. d. d. bot. Gesellschaft. 18. Bd. **1900**. S. 241.
— Über die Wahrnehmung des Schwerkraftreizes bei den Pflanzen. Jahrb. für wissensch. Bot. Bd. 36. **1901**. S. 80.
— Die Perzeption des Schwerkraftreizes bei den Pflanzen. Ber. d. d. bot. Ges. Bd. 20. **1902**. S. 339.
Noll, F., Über Geotropismus. Jahrb. f. wiss. Bot. Bd. 34. S. 462.
Olivier, L., Recherches sur l'appareil tégumentaire des racines. Ann. des sc. nat. Bot. 6 série. T. 2. **1880**. S. 5.
Ortmann, Beiträge zur Kenntnis unterirdischer Stengelgebilde. Diss. Jena **1886**.
Plowman, A. B., The Comparative Anatomy and Phylogeny of the Cyperaceae. Ann. of Botany. Vol. 20. **1906**. S. 1.
Queva, C., Contributions à l'anatomie des Monocotylédones. Trav. et mémoires de l'Univ. de Lille. VII. **1899**.
Reinke, Zur Kenntnis des Rhizoms von *Corallorhiza* und *Epipogon*. Flora **1873**. Nr. 10, 11, 12, 14.
Richter, Al., Physiologisch-anatomische Untersuchungen über Luftwurzeln mit besonderer Berücksichtigung der Wurzelhaube. Bibl. bot. Heft 54. **1901**.
Rimbach, Allium ursinum. Ber. d. d bot. Ges. XV. **1897**. p. 248.
— Arum maculatum. Ber. d. d. bot. Ges. XV. **1897**. S. 178.
— Colchicum autumnale. Ber. d. d. bot. Ges. XV. **1897**. p. 298.
Rothert, Vergleichend anatomische Untersuchungen über die Differenzierungen im primären Bau der Stengel und Rhizome. Dorpat **1885**.
Rumpf, G., Rhizodermis, Hypodermis und Endodermis der Farnwurzel. Diss. Marburg. **1904**. Mit 4 Tafeln erschienen als Heft 62 der Bibl. bot. Stuttgart **1904**.
Russow, Betrachtungen über die Leitbündel und das Grundgewebe. Dorpat **1875**. Jubiläumsschrift.
Sachs, J., Über die Stoffe, welche das Material zum Wachstum der Zellhäute liefern. Pringsh. Jahrb. 3. Bd. **1863**. S. 183.

Sauvageau, Sur la tige des Cymodocées. Journ de Bot. T. 5. **1891**. S. 205.
— Sur la tige des Zostera. Journ. d. Bot. T. 5. **1891**. S. 33.
Schenck, Über das Aërenchym, ein dem Kork homologes Gewebe bei Sumpfpflanzen. Pringsh. Jahrb. Bd. 20. **1889**.
- Über Strukturveränderungen submers vegetierender Landpflanzen. Ber. d. bot. Ges. Bd. 2. **1884**.
— Vergl. Anatomie der submersen Gewächse. Bibl. bot. von Uhlworm und Haenlein. Heft 1. **1886**.
Schimper, C., Bau und Lebensweise der Epiphyten Westindiens. Bot. Zentralbl. Bd. 17. **1884**.
Scholz, Morphologie der Smilaceen mit besonderer Berücksichtigung des Sproßwechsels und der Anatomie der Vegetationsorgane. Programm d. Landesgymnas. zu Stockerau, Niederöstr. **1887—88**.
— Entwicklungsgeschichte und Anatomie von *Asparagus officinalis*. Festschr. z. 50. Jahresber. d. Schottenfeld. k. k. Staatsrealschule im 7. Bezirk in Wien. **1901**.
Schoute, J. C., Die Stammesbildung der Monokotyledonen. Flora 92. **1903**. S. 32.
Die Stelärtheorie. Jena, Groningen. **1903**.
Schröder, H., Zur Statolithentheorie des Geotropismus. Beih. z. bot. Zentralbl. Bd. 16. **1904**.
Schwendener, S., Das mechanische Prinzip im Bau der Monokotyledonen. Leipzig **1874**.
— Die Mestomscheiden der Gramineenblätter. Berl. Ak. d. Wiss. **1890**. S. 405–426. Hier zitiert nach „Schwendener, Gesammelte botanische Mitteilungen" Bd. II. S. 169—194.
— Die Schutzscheiden und ihre Verstärkungen. Abh. d. Berl. Ak. d. Wiss. **1882**. S. 1—74. Hier zitiert nach „Ges. bot. Mitteil." Bd. II. S. 103—168.
Sargant, E., A theory of the origin of monocotyledons founded on the structure of their seedlings. Ann. of Bot. 17. **1903**.
Scott, R., und Sargant, E., On the development of Arum maculatum from the seed. Ann. of Bot. 12. **1898**.
Strasburger, E., Bau und Verrichtung der Leitungsbahnen. Jena **1891**.
van Tieghem, Ph., Recherches sur la structure des Aroidees. Ann. d. sc. nat. Bot. 5. série. Bd. 6. **1866**.
— Sur la polystélie. Ann. d. sc. nat. Bot. 7. série. T. 3. **1886**.
— et Douliot, H., Recherches comparatives sur l'origine des membres endogènes dans les plantes vasculaires. Ann. des sc. nat. Bot. 7. série T. 8. **1888**.
— Sur la limite de la tige et de la racine dans l'hypocotyle des phanérogames. Journ. de Bot. T. 5. **1891**.
Traité de Botanique. 2. Aufl. Paris **1891**.
Tittmann, H.. Beobachtungen über Bildung und Regeneration des Periderms, der Epidermis, des Wachsüberzugs und der Kutikula einiger Gewächse. Jahrb. f. wissensch. Botan. Bd. 30. S. 116—154.
Tschirch, Angewandte Pflanzenanatomie. **1889**.
Vonhöne, Über das Hervorbrechen endogener Organe aus dem Mutterorgan. Flora. Bd. 63. **1880**. S. 227.
Voß, W., Über Verkorkungserscheinungen an Querwunden bei *Vitis*-Arten. Ber. d. d. bot. Ges. Bd. 22. **1905**. S. 560.
Wendehake, Anatomische Untersuchung einiger Bambuseen. Diss. Heidelberg. **1901**.
Westermaier, Über Bau und Funktion des pflanzlichen Hautgewebesystems. Pringsh. Jahrb. Bd. 14. **1883**. S. 1.
Wieler, Beiträge zur Anatomie des Stockes von *Saccharum*. Beitr. z. wissensch. Bot. Bd. II. Abt. 1. **1897**. p. 141.
— Über das Vorkommen von Verstopfungen in den Gefäßen mono- und dikotyler Pflanzen. Biol. Zentralbl. XIII. **1893**.
Wiesner, Anatomie und Physiologie der Pflanzen. IV. Aufl. Wien **1898**.
van Wisselingh, C., De Kernscheede bij de Wortels der Phanerogamen. Overgedrukt uit de Verslagen en Mededeelingen der Kon. Ak. v. Wet. Afdeeling Natuurkunde 3de Reeks Deel I. Amsterdam. Joh. Müller. **1884**.
La Gaine du cylindre central dans la racine des Phanérogames. Extrait des Archives Néerlandaises. Tome XX. **1885**.
— Sur l'endoderme. Extrait des Archives Néerlandaises. Tome XX. **1886**.
- Sur la paroi des cellules subéreuses. Extrait des Arch. Néerl. Tome XXII. **1888**.
— Sur la lamelle subéreuse et la subérine. Extrait des Arch. Néerl. T. XXVI. **1892**.
— Sur la cuticularisation et la cutine. Extrait des Arch. Néerl. T. XXVIII. **1894**.
Yasuda, A., Aspidistra elatior. The Botanical Magazine. Vol. VIII. Nr. 84. Tokyo **1894**. (Japanisch.) Referat Botan. Zentralbl. Bd. 58. S. 338.
Zawodny, Über die physiologische Bedeutung und Tätigkeit der Wurzeln. D. bot. Monatsschr. Arnstadt **1901**.

Erklärung der Figuren.

Bei den Figuren bedeuten die stark ausgezogenen schwarzen Linien die Suberinlamellen.

Fig. 1. *Convallaria majalis.* Metakutisierte Wurzelspitze, im November dem Boden entnommen. *k* = metakutisierte Zellen der Wurzelhaube, *e* = metakutisierte Epiblemzellen, *i* = Interkutiszellen. Bei * die Stelle, wo sich die embryonale Interkutis vom embryonalen Epiblem abspaltet. Vergr. 125.

Fig. 2. *Convallaria majalis.* Metakutisierte Wurzelspitze, Epiblem- und Interkutiszellen stärker vergrößert. Bezeichnungen wie bei Fig. 1. Vergr. 500.

Fig. 3. *Polygonatum officinale.* Metakutisierte Wurzelspitze, die im nächsten Jahre weiter gewachsen ist. Bezeichn. wie bei Fig. 1. Vergr. 30.

Fig. 4. *Sobralia Macrantha.* Metakutisierung der Spitze einer Luftwurzel. *k* = Metakutisierte Wurzelhaubenzellen, *v* = Velamzellen, *vm* = metakutisierte Velamzellen, *i* = Interkutiszellen. Vergr. 125.

Fig. 5. *Convallaria majalis.* Querschnitt durch das Rhizom an der Austrittsstelle einer Wurzel. *Ea* = Zylinderendodermis der Achse, *Ew* = Endodermis der Wurzel, *c* = Kutikula, *em* = metakutisierte Epiblemzellen, *Em* = metakutisierte Epidermis, *Ph* = Kork, *m* = metakutisierte Parenchymzellen, *i* = Interkutis, *e* = Epiblem der Wurzel. Vergr. 60. (Etwas schematisiert.)

Fig. 6. *Convallaria majalis.* Längsschnitt durch das Rhizom und eine Blattbasis. *Ea* = Zylinderendodermis der Achse, *Eb* = Endodermis des Blattbündels, *Ph* = Korkschicht an der Blattbasis, *m* = metakutisierte Parenchymzellen. Vergr. 40.

Fig. 7. *Convallaria majalis.* Verkorktes Gewebe an der Austrittsstelle der Wurzel (Querschnitt durch das Rhizom). Bezeichn. wie bei Fig. 5, ferner *a* = äußere, nicht metakutisierte Zellen. Vergr. 180.

Fig. 8. *Convallaria majalis.* Ein Stück aus Fig. 5 und 7 bei 650facher Vergrößerung. *k* = Korkzelle, *m* = metakutisierte Zelle, *c* = verholzte mittlere Lamelle, *s* = Suberinlamelle.

Fig. 9. *Iris graminea.* Querschnitt durch das Rhizom in 6 mm Spitzenabstand. Junge Interkutis. Vergr. 200.

Fig. 10. *Iris graminea.* Querschnitt durch das Rhizom in 4 cm Spitzenabstand. Ausgebildete Interkutis. Vergr. 200.

Fig. 11. *Paris quadrifolia.* Interkutis des Rhizoms im Tangentialschnitt. Vergr. 150.

Fig. 12. *Convallaria majalis.* Flächenansicht der Epidermis. Vergr. 80.

Fig. 13. *Convallaria majalis.* Die in Fig. 12 mit * bezeichneten Gebilde mit 500facher Vergrößerung.

Fig. 14. *Paris quadrifolia.* Zelle der Zylinderendodermis, um die Plasmaverbindungen zu zeigen. Vergr. 960.

Fig. 15. *Carex arenaria.* Querschnitt durch den Zentralzylinder. *Ce* = Zylinderendodermis, *Li* = Leitbündel interkutis, noch nicht geschlossen. Vergr. 150.

Fig. 16. *Dioscorea Batatas.* Stärkescheide. *Skl* = Sklerenchymzylinder, *R* = Rinde. Stärke mit Jod gefärbt.

Fig. 17. *Smilax.* Stärkescheide. Stärke mit Jod gefärbt.

Verzeichnis der Pflanzennamen.

Acorus Calamus 10. 15. 17. 18. 22.
— gramineus 18.
Aechmea fulgens 19.
Agapanthus umbellatus 19.
Agave americana 14.
Agropyron repens 18.
Aletris fragrans 24.
Alisma Plantago 15. 16. 18. 22.
Allium angulosum 19.
— canadense 19.
— Cepa 10.
— fallax 10. 14. 19. 22.
— Schönoprasum 10. 14. 22.
Alocasia odorata 14. 19. 21. 24.
Aloë chinensis 18.
— tortuosa 18.
— umbellata 18
— vittata 18.
Alpinia nutans 15. 17. 19. 21.
— officinarum 19. 21.
Alstroemeria Ligtu 18.
Amaryllis candida 15. 19. 21.
Annemarrhena asphodeloides 19.
Anthericum Liliago 14. 18. 24.
Anthericum ramosum 10. 11. 14.
Antholyza aethiopica 18.
Anthurium acaule 18.
Arisaema triphyllum 18.
Aroideen 27.
Arum italicum 14. 21. 22.
— maculatum 10. 14. 21.
Arundinaria japonica 23.
Arundo Donax 10.
Asparagus officinalis 14. 16. 18. 22.
— plumosus 10.
Asphodeline liburnica 10. 16. 17. 18.
Asphodelus fistulosus 18.
Asphodelus luteus 18.
Aspidistra elatior 10. 15. 16. 17. 18. 22.
Astelia Banksü 10.
Astragalus 26.
Avena 21.
— sativa 10.
Bambusa gracilis 19.
— mitis 19.
Barbacenia 18.
Bromelia humilis 21.
Bromus inermis 23.
Bulbine annua 18.
— fruticosa 18.
Caladium bulbosum 19.
Calla palustris 19. 21.

Calochortus venustus 19.
Canna indica 19.
Caraguata linguata 21.
Carex arenaria 14. 17. 18. 20. 22. 27.
— hirta 18.
— leporina 14. 17. 18. 21. 22.
— maxima 21.
— paniculata 14. 20. 22. 27.
— vulpina 14. 17. 18. 21. 22.
Carludovica 18.
Chlorophytum elatum 18.
Coelogyne fimbriata 24.
Colocasia antiquorum 14. 21.
Commelina 18.
Convallaria majalis 2. 10. 11. 12. 16. 17. 18. 20. 22. 24. 26.
Cordyline australis 19.
Crinum americanum 19.
Crocus vernus 10. 21.
Curcuma longa 14. 19. 21.
— Zedoaria 15. 19. 21.
Cyclanthus 18.
Cymodocea aequorea 18.
Cynodon Dactylon 18.
Cyperus alternifolius 11. 18.
Dasylirion acrostichon 10.
Dendrobium chrysanthum 24.
— speciosum 10.
Dichorisandra thyrsiflora 24.
— undulata 24.
Dieffenbachia picta 15. 19. 21.
Dioscorea Batatas 15. 19. 23. 25.
Dracaena Draco 19.
— rubra 19.
— Veitchii 19.
Dracontium intermedium 19.
— Tartarinowii 19.
— speciosum 19.
Dracunculus 24.
— vulgaris 15. 19.
Dulichium 18.
Elettaria Cardamomum 15. 17. 19. 21.
Elodea canadensis 15. 16. 17. 18. 21. 25.
Elymus arenarius 15. 17. 20. 22. 27.
Epidendron nocturneum 10.
Epipactis latifolia 16. 19.
— palustris 15. 17. 19. 22.
Eria rosea 10.
Erythronium americanum 19.
Festuca 21.
Fritillaria imperialis 21.
— Meleagris 10. 15. 19. 21.
Funkia ovata 18.
— Sieboldtiana 10. 15. 16. 18. 22.
Galanthus nivalis 10.
Galtonia candicans 19.
Gasteria 18.
Gladiolus communis 18.
— ganadavensis 15. 19. 21.
Hedychium coronarium 19
Heleocharis palustris 14. 16. 17. 18. 21. 22.
Heliconia speciosa 19.
Hemerocallis fulva 10. 15. 16. 17. 18. 22. 23.
— graminea 18.
Homalonenca rubescens 15. 21.
Hordeum 21.
— vulgare 10. 19. 23.
Hyacinthus 19.
Hydrocharis morsus ranae 18. 22.
Iris amoena 18.
— aphylla 15. 19.
— florentina 15. 19.
— germanica 15. 19. 24.
— graminea 13. 14. 18. 22.
— lutescens 15. 19.
— pallida 15. 18. 19. 24.
— Pseud-Acorus 14. 18. 22.
— pumila 15. 19.
— sibirica 14. 16. 18. 22.
— variegata 18. 19.
Juncaceen 21.
Juncus diffusus 10. 16. 18. 21. 22.
— effusus 18. 21. 22.
— glaucus 18. 21. 22.
— maritimus 18.
Kniphofia brevifolia 18.
— Tysoni 18.
Lemna 11.
Leucojum vernum 10.
Lloydia serotina 18. 20.
Lilium canadense 19.
Luzula campestris 14. 18. 20.
— silvatica 18. 20. 21.
Medeola asparagoides 17. 18. 22. 25.
Majanthemum bifolium 18.
Marica Northiana 18.
Monstera deliciosa 18.
Musa paradisiaca 19.
Muscari comosum 23. 25.
— racemosum 10. 15. 19. 21.
Myriophyllum 16.
Narthecium ossifragum 18. 20.
Nidularium purpureum 21.
Ophiopogon japonicus 15. 18. 19. 22.
Ornithogalum nutans 15. 19. 21. 25.
— pyrenaicum 23.
Pandanus heterophyllus 11.
— odoratissimus 18.
— utilis 11.
Papyrus antiquorum 15. 18. 22.
Paris quadrifolia 13. 14. 16. 17. 19. 22. 24.
Peltandra virginica 15. 21.
Phajus 19.
Phaseolus vulgaris 26.
Philodendron hastatum 15. 19. 21.
— Rudgeanum 15. 19. 21.
Phragmites communis 10. 21.
Poa 18.
— alpina 18.
— annua 10.
Polygonatum 2.
— latifolium 10. 15. 19. 21. 24.
— multiflorum 10. 15. 19. 21. 24.
— officinale 10. 15. 19. 21. 24.
Pontederia azurea 11. 15. 19. 21.
— montevidensis 24.
Potamogeton crispus 18. 21
— decipiens 15. 16. 17. 18. 25.
Richardia africana 19.
Ruscus aculeatus 15. 18. 19. 22. 24.
Sagittaria sagittifolia 18.
Sansevieria carnea 15. 19. 22.
Sarcanthus rostratus 15. 19. 24.
Sauromatum guttatum 15. 21.
Scilla festalis 15. 19. 21.
— hyacinthoides 19.
Scindapsus multijugus 18.
— pictus 11. 18. 22. 24. 25.
Scirpus americanus 18.
— fluviatilis 18.
— palustris 18.
— robustus 18.
Secale cereale 23.
Sisyrinchium striatum 19.
Smilacina stellata 10. 13. 14. 18. 19. 22. 23. 25.
Smilax 10. 23. 25.
— China 19. 22.
Sobralia macrantha 10.
Sparganium ramosum 16. 18. 22.
Spironema fragrans 19.
Stipa 21.
Stratiotes aloides 19. 21.
Strelitzia augusta 19.
Streptopus bistortus 16. 18. 19. 22.
— roseus 19. 24.
Syagonium auritum 15. 19. 21. 24.
Symplocarpus foetidus 18.
Tamus communis 23. 25.
Tofieldia calcyculata 15. 18. 19. 22.
— paniculata 19. 20.
Tradescantia crassula 24.
— elata 23. 25.
— fugax 19. 23. 25.
— viridis 10. 19.
— virginica 10. 15. 17. 18. 20. 21. 24.
Tricyrtis hirta 15.
Triglochin maritimum 18
Trillium sessile 15. 19. 24.
Triticum vulgare 10.
— repens 14. 18. 20. 22.
Tulipa Gesneriana 10. 15. 19. 21.
Typha angustifolia 14. 18. 22.
Uvularia grandiflora 15. 18. 19. 22. 24.
— flava 19. 20.
Vanilla planifolia 19. 20. 22. 23. 24. 25.
Veratrum album 10. 18. 19. 22.
— nigrum 10. 18. 19. 22.
Xanthosoma violaceum 24.
Yucca 21.
— angustifolia 19.
— baccata 19.
— filamentosa 19.
— flaccida 14. 19.
— gloriosa 14. 19.
— longifolia 10.
Zanthedeschia aethiopica 19.
— albomaculata 19.
Zea Mays 19. 21. 23.
Zingiberaceen 27.
Zingiber officinale 15. 19. 21.
Zostera marina 18.
— nana 18.
Zygadenus glaberrimus 16. 19.

Lebenslauf.

Geboren wurde ich, Heinrich Müller, evangelischer Konfession, am 8. November 1882 zu Hofgeismar als Sohn des jetzt in Cassel lebenden Hilfsgerichtsvollziehers Hermann Müller. Meine Schulbildung genoß ich in der Volksschule zu Biedenkopf (1888—1892), dem Realprogymnasium daselbst (1892—1896) und dem Realgymnasium zu Kassel (1896—1901). Nachdem ich dieses mit dem Zeugnis der Reife verlassen hatte, widmete ich mich dem Studium der Mathematik und der Naturwissenschaften und studierte von Ostern 1901 bis Ostern 1903 zu Berlin, darauf zu Marburg. Von Herbst 1903 bis Herbst 1905 war ich im hiesigen botanischen Institut mit der Abfassung vorliegender Arbeit beschäftigt. Meine akademischen Lehrer waren die Herren Professoren und Dozenten:

In Berlin: von Bezold, Dilthey, Fischer, Fleischer, Förster, Friedländer, Frobenius, Hensel, Hettner, Lehmann-Filhès, Marcuse, Paulsen, Planck, Schwarz, Starke, Stumpf, Warburg, Weinstein.

In Marburg: Blumenthal, Cohen, von Dalwigk, Feußner, Hensel, Jenner, Kohl, Korschelt, Meyer, Richarz, Schaum, Schulze.

Allen meinen Lehrern spreche ich meinen ehrerbietigsten Dank aus.

Das Examen rigorosum bestand ich am 13. Dezember 1905.